Annales Mycologici

Editi in notitiam Scientiae Mycologicae Universalis

Vol. XII	No. 1	Februar 1914

Pilze bei Bad Nauheim in Oberhessen.

Von Otto Jaap.

Während eines Kuraufenthaltes in Bad Nauheim in den Jahren 1898, 1899 und 1911 hatte ich Gelegenheit, mich mit der Pilzflora der Umgebung dieses am Fuße eines Ausläufers des Taunus, des Johannisberges, gelegenen weltberühmten Badeortes zu beschäftigen. Im folgenden gebe ich nun eine Aufzählung sämtlicher von mir dort beobachteten Pilzarten. Die Exkursionen führten südlich bis an die Wetter zu den Dörfern Steinfurth, Wisselsheim, Rödgen und Schwalheim; nach Norden in die bewaldeten Ausläufer des Taunus bis zu den Ortschaften Nieder- und Obermörlen, Ziegenberg und Ockstadt. Der im Verzeichnis oft erwähnte „Hochwald" nördlich vom Orte ist vorwiegend Laubwald, in welchem die Eiche vorherrschend ist; in der Nähe des Dorfes Ockstadt aber findet sich auch prächtiger Nadelwald mit schönen Edeltannen, der in der Aufzählung immer als „Tannenwald bei Ockstadt" bezeichnet worden ist. Die Durchforschung ergab fünf für die Wissenschaft neue Arten, nämlich **Synchytrium Jaapianum, Mycosphaerella Coymiana, Phyllosticta pruni avii, Ascochytula syringae** und **Septogloeum quercus**; außerdem viele seltene Arten, von denen folgende, die zum Teil für Deutschland neu sind, hier erwähnt sein mögen: *Discina ochracea, Cucurbitaria conglobata, Botryosphaeria Hoffmanni, Puccinia Le Monnieriana, Ascochyta asclepiadearum, Ascochyta viciae, Pestalozziella geranii pusilli, Ramularia melampyrina, Ramularia tricherae* und *Cercospora periclymeni.*

Myxomycetes.

Physarum nutans Pers. var. leucophaeum (Fr.) List. Auf einem alten Baumstumpf am Johannisberg.

Fuligo septica (L.) Gmel. Auf Baumstümpfen im Frauenwald, auf Tannenstümpfen bei Ockstadt.

Craterium leucocephalum (Pers.) Ditm. Auf faulenden Zweigen von *Prunus spinosa* im Hochwald.

Didymium difforme (Pers.) Duby. Auf faulendem Stroh bei den Waldteichen.

Spumaria alba (Bull.) DC. Auf Gras im Park.

Stemonitis fusca Roth. Auf faulenden Eichenästen, Johannisberg.

Lycogala epidendrum (L.) Fr. Auf alten Baumstümpfen, Park und Johannisberg.

Arcyria punicea Pers. An einem alten Eichenstumpf im Hochwald.

A. incarnata Pers. Auf faulenden Eichenzweigen, Hochwald und Frauenwald.

Schizomycetes.

Frankiella alni (Wor.) Maire et Tison, Ann. myc. 1909, p. 242. An den Wurzeln von *Alnus glutinosa* im Hochwald.

Chytridiineae.

Synchytrium Jaapianum P. Magn. n. sp. Auf *Symphytum officinale* bei Rödgen, 18. 7. 1899.

„Das *Synchytrium* scheint ein *Chrysochytrium* zu sein. Wenigstens sah ich auf dem einzigen Blatte, das Herr Jaap bei Nauheim gesammelt hat, nur gelbe Dauersori, die die Mitte vielzelliger vorragender Gallen einnehmen. Auf *Symphytum officinale* ist bisher nur *Synchytrium trichophilum* Correns et G. Tobler in G. Tobler: Die Synchytrien, Studien zu einer Monographie der Gattung (Archiv für Protistenkunde, Bd. 28, 1913, S. 34 d. Abdruckes) beschrieben worden, das hauptsächlich in den Haaren vorkommt. G. Tobler glaubte es manchmal auch in einfachen Epidermiszellen gesehen zu haben, bemerkt aber selbst, daß es sich in diesen Fällen um noch nicht ausgewachsene Haare handeln könnte. Jedenfalls bildet es keine vielzelligen Gallen, wodurch es sich von *Synchytrium Jaapianum* sehr unterscheidet. Ich stelle es einstweilen zu *Chrysochytrium*, doch könnte es vorher ganz wohl Sporangiensori auf der lebenden Pflanze gebildet haben und wäre dann zu *Eusynchytrium* zu stellen, wohin G. Tobler *S. trichophilum* stellt.

Zu *Chrysochytrium* gehört auch *Synchytrium myosotidis* Kühn, das auf den *Symphytum* nahe verwandten Gattungen *Myosotis* und *Lithospermum* auftritt. Dieses bildet die Dauersori nur in den Epidermiszellen, wie schon J. Kühn hervorgehoben hat und unterscheidet sich dadurch sehr von dem, wie gesagt, in der Zentralzelle vielzelliger hervorragender Gallen die Dauersori bildenden *Synchytrium Jaapianum* P. Magn. Letzteres möchte dem *Synchytrium aureum* Schroet. nahe stehen, doch weicht es schon durch Größenverhältnisse von einigen Formen desselben ab. P. Magnus."

Peronosporineae.

Phythophthora infestans (Mont.) de By. Auf *Solanum tuberosum*, Felder beim Johannisberg und Frauenwald, häufig bei Wisselsheim.

Albugo candida (Pers.) O. Kze. Auf *Nasturtium silvestre* an der Usa und bei den Gradierwerken; auf *Capsella bursa pastoris* bei den Gradierwerken häufig, ferner bei Rödgen.

A. lepigoni (de By.) O. Kze. Auf *Spergularia salina* bei der Saline und den Gradierwerken.

A. tragopogonis (Pers.) Gray. Auf *Centaurea scabiosa*, Äcker beim Frauenwald; auf *Cirsium oleraceum*, Wiesen bei Rödgen; auf *C. palustre* bei Ziegenberg; auf *Scorzonera hispanica*, Gemüsefeld am Johannisberg; auf *Tragopogon pratensis* bei den Gradierwerken.

A. bliti (Biv.-Bern.). Auf *Amarantus retroflexus* bei Wisselsheim und Rödgen.

Basidiophora entospora Roze et Cornu. Auf *Erigeron canadensis* bei den Gradierwerken und bei Rödgen.

Plasmopara nivea (Ung.) Schroet. Auf *Aegopodium podagraria* im Park, an der Usa und am Goldstein; auf *Angelica silvestris* an der Usa und bei Ziegenberg; auf *Anthriscus silvestris* bei den Gradierwerken, am Goldstein und bei Schwalheim; auf *Pimpinella saxifraga* bei den Waldteichen; auf *Pastinaca sativa* beim Gradierwerk und beim Frauenwald.

P. pygmaea (Ung.) Schroet. Auf *Anemone nemorosa*, Frauenwald und Hochwald.

P. densa (Rabenh.) Schroet. Auf *Euphrasia nemorosa* am Wege zum Forsthaus Winterstein.

P. epilobii Otth. Auf *Epilobium parviflorum* bei den Waldteichen.

P. viticola (Berk. et Curt.) de By. Auf *Vitis vinifera*, Obstgärten und Johannisberg.

Bremia lactucae Regel. Auf *Centaurea jacea*, Obstgärten, Gradierwerke, Schwalheim, Rödgen, Niedermörlen; auf *C. cyanus* in den Obstgärten; auf *Crepis virens* ebendort; auf *Cirsium lanceolatum* bei den Gradierwerken; auf *C. palustre* im Tannenwald bei Ockstadt; auf *Hieracium pilosella* und *H. auricula* × *Bauhini* am Johannisberg; auf *H. silvaticum* und *H. laevigatum* im Tannenwald bei Ockstadt; auf *Lactuca sativa* und *L. scariola* bei den Gradierwerken; auf *Lampsana communis* im Park und bei der Saline; auf *Leontodon hispidus* auf Wiesen beim Frauenwald, bei Niedermörlen und Schwalheim; auf *Picris hieracioides* in den Obstgärten und bei Steinfurth; auf *Senecio vulgaris*, Äcker bei den Gradierwerken und bei Rödgen; auf *Sonchus asper* bei Schwalheim.

Peronospora calotheca de By. Auf *Asperula odorata*, Tannenwald bei Ockstadt; auf *Galium mollugo*, Gradierwerk und Niedermörlen; auf *Sherardia arvensis*, Äcker beim Frauenwald.

P. chlorae de By. Auf *Erythraea centaurium* bei Wisselsheim.

P. alsinearum Casp. Auf *Cerastium glomeratum* in den Obstgärten und beim Gradierwerk; auf *C. semidecandrum* beim Gradierwerk häufig; auf *C. caespitosum*, Park, Obstgärten, am Wege nach Steinfurth; auf *Spergula salina* bei den Gradierwerken; auf *Stellaria media*, Weg an der Usa nach Friedberg hin viel, Gehölz am Goldstein.

P. myosotidis de By. Auf *Myosotis arvensis*, Äcker am Goldstein; auf *M. intermedia*, Äcker beim Frauenwald und bei Rödgen.

P. viciae (Berk.) de By. Auf *Vicia angustifolia*, Obstgärten; auf *V. sativa*, Gradierwerke, Obstgärten, Waldteiche, Niedermörlen; auf *V. sepium*, Hoch-

wald, Frauenwald, Johannisberg; auf *V. tetrasperma*, Hochwald; auf *Lathyrus pratensis*, Gradierwerk, Hochwald.

P. leptosperma de By. Auf *Matricaria chamomilla*, Äcker beim Goldstein.

P. violacea Berk. Auf den Blüten von *Knautia arvensis* bei Rödgen.

P. trifoliorum de By. Auf *Trifolium alpestre* am Johannisberg; auf *T. medium*, Johannisberg und Niedermörlen; *T. pratense*, Obstgärten; *T. procumbens*, Obstgärten am Johannisberg; *T. repens*, Obstgärten; auf *Medicago lupulina*, Obstgärten am Johannisberg; auf *M. sativa*, mehrfach auf Äckern, häufig bei Rödgen; auf *Lotus corniculatus* bei Niedermörlen.

P. lamii A. Br. Auf *Lamium amplexicaule*, Äcker beim Goldstein und bei Rödgen; auf *L. purpureum*, Äcker beim Gradierwerk und beim Johannisberg; auf *L. maculatum* an der Usa im Park; auf *L. album* an der Usa am Wege nach Friedberg hin und bei Rödgen; auf *Salvia pratensis* bei Schwalheim und Rödgen.

P. arborescens (Berk.) de By. Auf *Papaver dubium* beim Gradierwerk.

P. affinis Rossm. Auf *Fumaria officinalis*, Äcker beim Gradierwerk.

P. valerianellae Fuck. Auf *Valerianella olitoria* bei den Gradierwerken.

P. effusa (Grev.) Rabenh. Auf *Atriplex patulum*, Gradierwerke, am Wege nach Steinfurth; auf *A. hastatum*, Gradierwerk; auf *Chenopodium bonus Henricus* bei Niedermörlen, Schwalheim und Rödgen.

P. grisea Ung. Auf *Veronica beccabunga* bei den Waldteichen; auf *V. hederifolia* im Park, auf Äckern beim Gradierwerk; auf *V. serpyllifolia*, Park, Äcker beim Johannisberg, Hochwald, Ockstadt.

P. linariae Fuck. Auf *Linaria minor*, Johannisberg.

P. ficariae Tul. Auf *Ranunculus acer*, Park und Obstgärten; auf *R. auricomus* im Park; auf *R. bulbosus*, Park und Obstgärten; *R. ficaria* im Park; auf *R. repens* an der Usa, in den Obstgärten, am Wege nach Steinfurth, bei Schwalheim; auf *R. sardous*, Äcker am Johannisberg, wohl neu als Nährpflanze.

P. urticae (Lib.) de By. Auf *Urtica urens* bei Schwalheim.

P. potentillae de By. Auf *Potentilla reptans* an der Usa, bei den Gradierwerken und bei Rödgen; auf *P. sterilis* im Hochwald (meine Exsiccaten n. 30); auf *Sanguisorba officinalis* auf Wiesen am Frauenwald.

P. rubi Rabenh. Auf *Rubus nemorosus* im Hochwald.

P. conglomerata Fuck. Auf *Geranium pusillum*, Teichhaus, Obstgärten, Gradierwerke; auf *Erodium cicutarium* am Wege nach Friedberg hin.

P. parasitica (Pers.) Tul. Auf *Alliaria officinalis* an der Usa im Park und bei Schwalheim; auf *Capsella bursa pastoris*, häufig; auf *Diplotaxis muralis* (auch auf den Schoten) beim Gradierwerk; auf *Lepidium ruderale* ebendort; auf *Sisymbrium officinale* am Wege nach Friedberg; auf

S. Thalianum beim Gradierwerk; auf *Spinacia oleracea* in Gärten; auf *Thlaspi arvense* auf Äckern beim Goldstein.

P. polygoni Thüm. Auf *Polygonum aviculare* beim Gradierwerk.

P. sordida Berk. Auf *Scrophularia nodosa* bei Schwalheim und Ziegenberg.

P. alta Fuck. Auf *Plantago major* beim Gradierwerk und bei Rödgen.

Hemiascineae.

Protomyces macrosporus Ung. Auf *Sium erectum* bei Rödgen, 18. 7. 1899; wohl eine neue Nährpflanze.

Protomycopsis bellidis (Krieger) P. Magn. Auf *Bellis perennis* in den Obstgärten beim Hochwald.

Protodiscineae.

Taphria betulae (Fuck.) Joh. Auf *Betula verrucosa*, Johannisberg, Frauenwald, Ziegenberg.

T. Sadebeckii Joh. Auf *Alnus glutinosa* an der Usa von Nauheim bis Ziegenberg und an der Wetter von Steinfurth bis Schwalheim häufig.

T. Tosquinetii (West.) P. Magn. Auf *Alnus glutinosa* an der Usa, bei Niedermörlen, Ziegenberg, Hochwald, an der Wetter bei Schwalheim.

T. carpini Rostr. Auf *Carpinus betulus* bei Ziegenberg.

T. aurea (Pers.) Fr. Auf *Populus canadensis* im Park; auf *P. pyramidalis* am Wege nach Steinfurth, bei Rödgen und Schwalheim.

T. Johansonii Sadeb. Auf *Populus tremula* im Frauenwald.

T. crataegi Sadeb. Auf *Crataegus oxyacantha*, Obstgärten.

T. bullata (Berk. et Br.) Tul. Auf *Pirus communis* am Teich, beim Johannisberg, bei Rödgen und in Friedberg.

T. deformans (Berk.) Tul. Auf *Persica vulgaris* in Gärten.

T. insititiae (Sadeb.) Joh. Auf *Prunus domestica*, große Hexenbesen, in Gärten.

T. cerasi (Fuck.) Sadeb. Sehr große Hexenbesen auf *Prunus avium*, Obstgärten, Park, Frauenwald, Hochwald, ziemlich häufig.

T. pruni Tul. Auf *Prunus domestica* in Schwalheim.

Helvellineae.

Morchella esculenta (L.) Pers. Unter Gebüsch im Park auf Lehmboden.

M. rimosipes DC. Ebendort.

Pezizineae.

(?) Humaria theleboloides (Alb. et Schw.). Auf alter Sackleinewand beim Hochwald, det. H. Rehm, etwas abweichend, vielleicht verschieden.

Discina ochracea (Boud.) Rehm. Auf Lehmboden im Park, 5. 6. 1898, det. H. Rehm, neu für Deutschland!

Acetabula vulgaris Fuck. Ebendort.

Otidea auricula (Schäff.) Rehm. Desgl.; neu für Mitteldeutschland!

Sclerotinia crataegi P. Magn. Der Konidienpilz, Monilia crataegi Died., auf *Crataegus oxyacantha*, häufig.

Arachnopeziza aurelia (Pers.) Fuck. Auf faulenden Eichenzweigen und Eicheln, Johannisberg und Frauenwald.

Dasyscypha Willkommii Hartig. An *Larix decidua* häufig und sehr schädlich auftretend, Park, Johannisberg, Hochwald, Frauenwald, Winterstein.

D. calyciformis (Willd.) Rehm. An *Picea excelsa*, Hochwald.

D. cerina (Pers.) Fuck. An dürren Ästen von *Pirus malus* beim Hochwald.

Lachnella papillaris (Bull.) Karst. Auf dürren Stämmen von *Viburnum opulus*, Johannisberg.

Lachnum agaricinum Retz. An faulenden Stümpfen, Zweigen, Stengeln und Blättern häufig, Johannisberg, Hochwald, Frauenwald.

L. spiraeaecolum (Karst.) Rehm. An alten Stengeln von *Filipendula ulmaria* im Hochwald.

L. sulphureum (Pers.) Rehm. An faulenden Kräuterstengeln an der Usa.

L. clandestinum (Bull.) Karst. An alten Stengeln von *Rubus idaeus* im Hochwald.

L. fuscescens (Pers.) Karst. Auf alten Buchenblättern im Park.

L. patens (Fr.) Karst. var. sphaerocephalum (Wallr.) Karst. An alten Strohhalmen beim Gradierwerk und bei den Waldteichen. Sporen 7,5 ⩽ 1,5 μ groß.

Phialea cyathoidea (Bull.) Gill. Auf alten Stengeln von *Chaerophyllum bulbosum* an der Usa, an Kräuterstengeln im Hochwald.

Belonium pruinosum (Jerd.) v. Höhn. Auf *Diatrype stigma* an *Prunus spinosa* im Hochwald.

Tapesia fusca (Pers.) Fuck. An faulenden Zweigen an der Usa, an faulenden Erlenzweigen im Hochwald, an faulenden Zweigen von *Salix caprea* im Frauenwald.

T. rosae (Pers.) Fuck. Auf faulenden Stämmen von *Rosa rubiginosa* im Frauenwald.

Mollisia cinerea (Batsch) Karst. Auf faulenden Zweigen von *Crataegus oxyacantha*, Gehölz am Goldstein; auf *Rubus*-Stengeln im Hochwald; auf *Prunus spinosa* ebendort.

M. atrocinerea Cooke. An alten Stengeln von *Pastinaca sativa* bei den Waldteichen.

M. atrata (Pers.) Karst. An alten Stengeln von *Heracleum sphondylium* im Frauenwald.

Pseudopeziza trifolii (Bernh.) Fuck. Auf *Trifolium pratense* in den Obstgärten; auf *T. repens* bei den Waldteichen; auf *Medicago sativa* auf Äckern beim Frauenwald und bei Wisselsheim.

Pyrenopeziza polymorpha Rehm. Auf alten Stengeln von *Galium mollugo* im Gehölz am Goldstein.

Beloniella galii veri (Karst.) Rehm. Auf alten Stengeln von *Galium mollugo*, ebendort.

Dermatea cerasi (Pers.) de Not. Auf dürren Zweigen von *Prunus avium* im Hochwald.

Bulgaria polymorpha (Oeder) Wettst. An gefällten Eichen auf einem Holzlager.

Phacidiineae.

Propolis faginea (Schrad.) Karst. An entrindeten alten Eichenästen, Johannisberg, an *Pirus malus* und *Prunus avium* im Hochwald.

Heterosphaeria patella (Tode) Grev. An alten Stengeln von *Daucus carota* beim Gradierwerk; an *Pastinaca sativa*, Johannisberg und Waldteiche.

Clithris nigra (Tode) v. Keissl. Häufig an dürren Eichenzweigen, namentlich an Schößlingen, im Frauenwald und Hochwald.

Trochila craterium (DC.) Fr. An alten Blättern von *Hedera helix* auf dem alten Friedhof.

Rhytisma acerinum (Pers.) Fr. Auf den Blättern von *Acer pseudoplatanus*, Johannisberg; von *A. platanoides* bei Ziegenberg.

Hysteriineae.

Hypoderma rubi (Pers.). Auf dürren *Rubus*-Stengeln im Hochwald.

Gloniella filicina (Lib.) Mont. var. Jaapii Rehm. An alten Wedelstielen von *Aspidium spinulosum* im Hochwald.

Lophodermium pinastri (Schrad.) Chev. Sehr häufig an abgefallenen Kiefernnadeln, Park, Gehölz am Goldstein, Tannenwald bei Ockstadt; auf Nadeln von *Picea excelsa*, Frauenwald und bei Ockstadt.

L. juniperinum (Fr.) de Not. Auf dürren Nadeln von *Juniperus communis*, Johannisberg; auf *Juniperus sabina* im Park.

L. macrosporum (Hartig) Rehm. Auf dürren Nadeln von *Picea excelsa* im Tannenwald bei Ockstadt.

L. arundinaceum (Schrad.) Chev. Auf dürren Halmen von *Aera flexuosa* im Frauenwald.

L. hysterioides (Pers.) Sacc. Auf alten, vorjährigen Blättern von *Crataegus coccinea* in den Anlagen, wohl eine neue Nährpflanze.

Dichaena quercina (Pers.) Fr. Die Konidienform, Psilospora quercus Rabenh., sehr häufig an *Quercus robur* und *Qu. sessiliflora*.

D. faginea (Pers.) Fr. Der Konidienpilz, Psilospora faginea Rabenh., an *Fagus silvatica* im Hochwald.

Pyrenomycetineae.

I. Perisporiales.

Sphaerotheca pannosa (Wallr.) Lév. Auf kultivierten Rosen in den Anlagen, in Rosenfeldern am Goldstein und bei Steinfurth, sehr schädlich auftretend.

Sph. humuli (DC.) Burr. Auf *Humulus lupulus* an der Usa, bei Niedermörlen und Rödgen; das Oidium auf *Galium palustre* bei Schwalheim; auf *G. dissectum* bei Steinfurth; auf *Filipendula ulmaria* bei Niedermörlen und Schwalheim; das Oidium auf *Rubus idaeus* im Tannenwald bei Ockstadt.

Podosphaera leucotricha (Ell. et Ev.) Salmon. Das Oidium auf *Pirus malus* in den Obstgärten und bei Rödgen.

P. oxyacanthae (DC.) de By. Auf *Crataegus oxyacantha* am Johannisberg und beim Schwalheimer Brunnen.

Erysibe graminis DC. Auf *Agropyrum repens*, Obstgärten, Äcker beim Johannisberg; auf *Aera caespitosa* im Hochwald; auf *Avena sativa* in den Obstgärten; auf *Bromus asper* bei Ockstadt; auf *B. mollis* bei den Gradierwerken; auf *B. tectorum* bei Rödgen; auf *Dactylis glomerata* im Hochwald und Tannenwald bei Ockstadt; auf *Festuca pratensis* beim Gradierwerk; auf *Milium effusum* bei Ziegenberg; auf *Poa pratensis* bei Ockstadt und Ziegenberg; auf *Secale cereale* auf Getreidefeldern; auf *Triticum vulgare* ebendort.

E. galeopsidis DC. Auf *Galeopsis tetrahit* im Tannenwald bei Ockstadt; auf *Lamium album* bei Niedermörlen, Schwalheim und Wisselsheim; auf *L. purpureum* auf Äckern beim Johannisberg und bei Wisselsheim.

E. cichoriacearum DC.

a) auf Compositen:

Auf *Tanacetum vulgare* bei Ziegenberg; auf *Artemisia vulgaris* im Park, beim Goldstein, bei Schwalheim und Ziegenberg; auf *Senecio silvaticus* im Tannenwald bei Ockstadt, bei Rödgen; auf *Arctium lappa* bei der Saline und bei Schwalheim; auf *A. minus* bei Niedermörlen und Schwalheim; auf *A. lappa* × *minus* bei Schwalheim; auf *A. tomentosum* beim Gradierwerk, Schwalheim, Wisselsheim und Niedermörlen; auf *A. minus* × *tomentosum* bei Schwalheim; auf *Carduus crispus* bei Steinfurth, nur das Oidium; auf *Lactuca muralis* im Tannenwald bei Ockstadt, häufig; auf *Hieracium silvaticum*, *H. vulgatum* und *H. boreale* ebendort.

b) auf Borraginaceen:

Auf *Myosotis intermedia* bei Ockstadt, nur die Konidien.

c) auf Plantaginaceen:

Auf *Plantago major* am Goldstein; auf *P. maritima* beim Gradierwerk.

E. polygoni DC.

a) auf Papilionaceen, E. pisi DC.:

Auf *Sarothamnus scoparius*, Frauenwald und Hochwald, nur Konidien; auf *Melilotus officinalis* (Oidium) in den Anlagen; auf *Trifolium pratense*,

Obstgärten am Johannisberg; auf *T. medium*, Johannisberg, Hochwald, Frauenwald, Winterstein, Ziegenberg, häufig; auf *T. hybridum*, Äcker beim Frauenwald; das Oidium auf *Coronilla varia*, Johannisberg und bei Rödgen.

b) auf Umbelliferen, E. heraclei DC.:

Auf *Anthriscus silvestris* bei der Saline und bei Schwalheim; auf *Heracleum sphondylium* am Goldstein, Hochwald, Winterstein.

c) auf Ranunculaceen:

Auf *Ranunculus repens*, Obstgärten.

d) auf Cruciferen:

Auf *Capsella bursa pastoris* bei den Waldteichen, nur das Oidium.

e) auf Hypericaceen:

Auf *Hypericum perforatum* (Oidium), Johannisberg, Tannenwald bei Ockstadt, Ziegenberg.

f) auf Rubiaceen:

Das Oidium auf *Galium cruciata* an der Usa.

g) auf Dipsacaceen:

Auf *Dipsacus silvester* bei Wisselsheim, nur die Konidien; auf *Knautia arvensis* (Oidium) am Johannisberg.

h) auf Polygonaceen:

Auf *Polygonum aviculare*, Äcker beim Johannisberg, am Goldstein, bei Wisselsheim.

Trichocladia tortilis (Wallr.) Neger. Auf *Cornus sanguinea*, Johannisberg, Frauenwald häufig, Rödgen.

T. astragali (DC.) Neger. Auf *Astragalus glycyphyllos* in den Anlagen.

Microsphaera alni (DC.) Wint. *Lonicera tatarica* in den Anlagen und auf *Frangula alnus* im Hochwald.

M. extensa Cooke et Peck. Das Oidium auf *Quercus robur* und *Qu. sessiliflora* 1911 häufig, 1899 noch nicht bemerkt; auf *Qu. rubra* in der Baumschule, leg. P. Magnus!

M. grossulariae (Wallr.) Lév. Auf *Ribes grossularia* in Niedermörlen.

M. berberidis (DC.) Lév. Auf *Berberis vulgaris* in den Anlagen.

Apiosporium salicinum (Pers.) Kze. Der Konidienpilz, Fumago vagans Pers., häufig auf Blattpflanzen in den Treibhäusern.

II. Hypocreales.

Hypomyces chrysospermus (Bull.) Tul. Die Konidienform, Sepedonium chrys., auf *Boletus luridus* im Park; auf *B. scaber* und *B. bulbosus* bei Ziegenberg; auf *B. subtomentosus* im Hochwald.

H. cervinus (Ditm.) Tul. Der Konidienpilz, Mycogone cervina Ditm., auf verschiedenen *Peziza*-Arten im Park.

Nectria cinnabarina (Ditm.) Tul. Mit Perithezien auf *Ribes rubrum* und *R. grossularia* in den Obstgärten.

N. punicea (Kze. et Schm.) Fr. Auf *Frangula alnus* am Goldstein.

Polystigma rubrum (Pers.) DC. Auf den Blättern von *Prunus domestica* in Niedermörlen, Rödgen und Wisselsheim, auf *P. spinosa* am Goldstein.

Epichloë typhina (Pers.) Tul. Auf *Agrostis alba* im Hochwald; auf *Dactylis glomerata*, Park, Johannisberg, Hochwald, Frauenwald, Gradierwerke, Schwalheim, Rödgen, häufig; auf *Poa nemoralis*, Johannnisberg, Frauenwald häufig.

Claviceps purpurea (Fr.) Tul. Die Sklerotien auf *Lolium perenne*, Johannisberg, Gradierwerk, Schwalheim.

C. Wilsoni Cooke. Die Sklerotien auf *Glyceria fluitans* an der Usa und den Waldteichen.

C. microcephala (Wallr.) Tul. Die Sklerotien auf *Molinia coerulea* im Frauenwald.

III. Dothideales.

Phyllachora trifolii (Pers.) Fuck. Auf *Trifolium repens*, Obstgärten.

Ph. graminis (Pers.) Fuck. Auf *Agropyrum repens* im Frauenwald und Hochwald; auf *Bromus asper* im Hochwald.

Ph. heraclei (Fr.) Fuck. Auf *Heracleum sphondylium* bei Wisselsheim, unreif.

Ph. podagrariae (Roth) Fuck. S. bei Mycosphaerella aegopodii!

Scirrhia rimosa (Alb. et Schw.) Fuck. Auf *Phragmites communis* an der Usa.

Plowrightia ribesia (Pers.) Sacc. Auf *Ribes rubrum* in den Obstgärten beim Hochwald.

IV. Sphaeriales.

Chaetomium comatum (Tode) Fr. Auf faulenden Strohhalmen bei den Waldteichen.

Coleroa chaetomium (Kze.) Rabenh. Auf lebenden Blättern von *Rubus caesius* im Hochwald.

C. potentillae (Fr.) Wint. Auf *Potentilla anserina* bei Schwalheim.

C. alchimillae (Grev.) Wint. Auf *Alchimilla alpestris* bei Ziegenberg.

C. circinans (Fr.) Wint. Auf *Geranium dissectum* bei Rödgen, wohl eine neue Nährpflanze.

Leptospora spermoides (Hoffm.) Fuck. Auf Eichenstümpfen im Hochwald.

L. ovina (Pers.) Fuck. Auf einem alten Baumstumpf, Johannisberg.

Herpotrichia mutabilis (Pers.) Wint. Auf faulenden Zweigen von *Salix caprea* im Frauenwald.

Bertia moriformis (Tode) de Not. Auf dürren Zweigen von *Prunus avium*, Johannisberg.

Rosellinia aquila (Fr.) de Not. Auf faulen Zweigen an der Usa im Park.

R. thelena (Fr.) Rabenh. Auf faulen Tannenzweigen bei Ockstadt.

Cucurbitaria laburni (Pers.) Ces. et de Not. An dürren Zweigen von *Cytisus laburnum*, Park und Anlagen.

C. elongata (Fr.) Grev. An *Robinia pseudacacia* im Park.

C. spartii (Nees) Ces. et de Not. Auf *Sarothamnus scoparius* im Frauenwald.

?C. conglobata (Fr.) Ces. et de Not. Auf dürren Zweigen von *Betula verrucosa* im Frauenwald, 21. 5. 1911. — Schläuche lang zylindrisch, abgerundet, 120—175 μ lang und 12—14 μ dick, achtsporig; Sporen mauerförmig geteilt, mit 5—7 Querwänden und 1—2 Längswänden, gelbgrün, später braungelb, 22—25 μ lang und 10—12 μ dick, einreihig gelagert. Abweichend in den Sporen!

Stigmatea maculiformis (Desm.) Niessl. Auf lebenden Blättern von *Epilobium montanum* am Johannisberg.

St. robertiani Fr. Auf *Geranium robertianum*, Johannisberg und Frauenwald.

Mycosphaerella polypodii (Rabenh.) Lindau. Auf *Polypodium vulgare* bei Ziegenberg.

M. punctiformis (Pers.) Starb. Auf faulenden Blättern von *Quercus robur* im Hochwald.

M. maculiformis (Pers.) Schroet. Desgl.; ferner auf *Acer campestre* am Johannisberg.

M. populi (Auersw.) Schroet. Der Konidienpilz, Septoria populi Desm., auf *Populus pyramidalis*, Park und Ziegenberg.

M. sentina (Fr.) Schroet. Der Konidienpilz, Septoria piricola Desm., auf *Pirus communis* in den Obstgärten.

M. aegopodii A. Pot. Die Sklerotien, Phyllachora podagrariae, auf *Aegopodium podagraria* bei Schwalheim und Wisselsheim.

M. Coymiana Jaap n. sp. Auf alten, vorjährigen Stengeln von *Vicia pisiformis* am Johannisberg, 21. 5. 1911.

Beschreibung: Fruchtkörper gesellig, punktförmig klein, die Oberhaut emporwölbend und durchbrechend, schwarz, kugelig, 120—180 μ breit, mit flach kegelförmiger, etwa 8—10 μ breiter Mündung, aus weitzelligem, parenchymatischem Gewebe; Schläuche keulig, abgerundet, sitzend, 40—60 μ lang und 10—12 μ dick, achtsporig, ohne Paraphysen; Sporen länglich verkehrt eiförmig, zweizellig, Scheidewand in der Mitte, wenig eingeschnürt, farblos, 11—12 μ lang, obere Zelle 5 und untere 4 μ dick, unregelmäßig zweireihig gelagert. — Von *Sphaerella viciae* Schroet., Nord. Pilze, p. 11 und *Sph. orobi* Hazsl., Math. es term. Közlem. 1892, p. 105, ganz verschieden. — Benannt zu Ehren meines Freundes, des Oberlehrers G. Coym in Hamburg, in Erinnerung an unseren gemeinsamen Kuraufenthalt in Bad Nauheim im Jahre 1911.

Sphaerulina myriadea (DC.) Sacc. Auf alten Blättern von *Quercus robur* im Hochwald.

Venturia ditricha (Fr.) Karst. Auf vorjährigen Blättern von *Betula verrucosa*, Park, Johannisberg, Frauenwald.

V. tremulae Aderh. Der Konidienpilz, Fusicladium radiosum (Lib.) Lind, auf lebenden Blättern von *Populus tremula*, Johannisberg, Hochwald.

V. inaequalis (Cooke) Aderh. Die Konidienform, Fusicladium dendriticum (Wallr.) Fuck., auf *Pirus malus* in den Obstgärten häufig.

V. pirina Aderh. Der Konidienpilz, Fusicladium pirinum (Lib.) Fuck., auf *Pirus communis*, Obstgärten.

Didymella Fuckeliana (Pass.) Schroet. Auf alten Stengeln von *Epilobium angustifolium* im Tannenwald bei Ockstadt.

Leptosphaeria brachypodii Pass. Auf alten, vorjährigen Blättern von *Brachypodium pinnatum* am Johannisberg.

L. arundinacea (Sow.) Sacc. Auf alten Stengeln von *Phragmites cummunis* an der Usa.

A. culmicola (Fr.) Auersw. Auf alten Stengeln von *Luzula nemorosa* im Frauenwald.

L. epicalamia (Riess) Ces. et de Not. An alten Halmen von *Dactylis glomerata* im Frauenwald.

L. doliolum (Pers.) Ces. et de Not. Auf alten Stengeln von *Urtica dioeca* an der Usa im Park.

L. alliariae (Fuck.) Schroet. Auf *Alliaria officinalis*, ebendort.

Ophiobolus tenellus (Auersw.) Sacc. Auf alten Stengeln von *Stachys silvaticus* im Hochwald.

O. porphyrogonus (Tode) Sacc. Auf alten Stengeln von *Pastinaca sativa* bei den Waldteichen.

Pleospora vagans Niessl. An alten Halmen von *Dactylis glomerata*, Johannisberg.

Massarina eburnea Tul. Auf dürren Buchenzweigen im Frauenwald.

Gnomoniella tubiformis (Tode) Sacc. Der Konidienpilz, Gloeosporium alneum (Pers.), auf lebenden Blättern von *Alnus glutinosa* an der Usa.

Gnomonia leptostyla (Fr.) Ces. et de Not. Der Konidienpilz, Marssonina juglandis (Lib.) P. Magn., auf lebenden Blättern von *Juglans regia*, Obstgärten am Johannisberg.

G. amoena (Nees) Ces. et de Not. Auf den Stielen faulender Blätter von *Corylus avellana* im Frauenwald.

G. veneta (Sacc. et Speg.) Kleb. Der Konidienpilz, Gloeosporium nervisequum (Fuck.) Sacc., auf *Platanus orientalis* im Park, häufig und schädlich auftretend.

Sphaerognomonia carpinea (Fr.) A. Pot. Die Konidienform, Gloeosporium Robergii Desm., auf *Carpinus betulus* im Frauenwald.

Eutypa scabrosa (Bull.) Fuck. Auf faulenden Zweigen von *Acer pseudacorus* im Park.

E. flavovirescens (Hoffm.) Tul. An faulen Ästen von *Salix caprea* im Hochwald; auf *Prunus spinosa* ebendort; auf *Rosa canina* am Johannisberg.

Cryptosphaeria populina (Pers.) Sacc. An dürren Ästen von *Populus tremula*, Johannisberg und Gehölz am Goldstein.

Valsa nivea (Pers.) Fr. An dürren Zweigen von *Populus tremula*, Park, beim Goldstein; auf *P. balsamifera* in den Anlagen.

V. Auerswaldii Nitschke. Auf *Frangula alnus* am Goldstein.

V. Friesii (Duby) Fuck. Der Konidienpilz, Cytospora Friesii Sacc.; auf dürren Nadeln von *Abies alba* im Hochwald.

V. ceratophora Tul. An dürren Stämmen von *Rosa rubiginosa* im Frauenwald; an dürren Rosenstämmen im Hochwald.

Diaporthe leiphaemia (Fr.) Sacc. An dürren Eichenzweigen im Hochwald.

D. Niesslii Sacc. Auf *Acer pseudoplatanus*, Frauenwald.

D. quercina Nitschke. Dürre Eichenzweige, Hochwald.

Melanconis stilbostoma (Fr.) Tul. Die Konidienform, Melanconium betulinum Kze., an *Betula verrucosa* am Johannisberg.

Pseudovalsa lanciformis (Fr.) Ces. et de Not. Auf dürren Ästen von *Betula verrucosa* im Frauenwald.

Diatrype stigma (Hoffm.) Fr. An faulen Eichenzweigen, Johannisberg und Hochwald; an *Prunus spinosa* und *Crataegus oxyacantha* im Hochwald, an *Prunus avium*, *Fagus silvatica* und *Betula verrucosa* im Frauenwald, auf *Rosa canina* am Johannisberg.

Diatrypella quercina (Pers.) Nitschke. An dürren Ästen von *Quercus* im Hochwald.

D. favacea (Fr.) Nitschke. An *Betula verrucosa* im Hochwald und am Goldstein.

D. Tocciaeana de Not. An *Alnus glutinosa* im Park und Hochwald.

Botryosphaeria Hoffmanni v. Höhn. An dürren Zweigen von *Fagus silvatica* im Hochwald, 8. 5. 1898, det H. Rehm. Neu für Deutschland!

Ustulina maxima (Haller) Schroet. Auf Baumstümpfen im Park und Hochwald.

Hypoxylon granulosum (Bull.) Schroet. An einem Baumstumpf am Johannisberg, alter Eichenstumpf im Hochwald.

H. fuscum (Pers.) Fr. An abgefallenen Erlenzweigen an der Usa im Park.

Xylaria hypoxylon (L.) Grev. Auf Birkenstümpfen im Park; Eichenstümpfe im Hochwald.

Ustilagineae.

Ustilago avenae (Pers.) Jens. An den Ährchen von *Avena sativa* auf Getreidefeldern häufig.

U. perennans Rost. Auf *Avena elatior*, Park, Obstgärten, Johannisberg, beim Frauenwald, Niedermörlen, Schwalheim, Rödgen.

U. longissima (Sow.) Tul. Auf *Glyceria fluitans*, Waldteiche und Niedermörlen; auf *G. aquatica* an der Wetter bei Schwalheim und Steinfurth.

U. hypodytes (Schlechtd.) Fr. Auf *Bromus erectus* beim Gradierwerk; auf *Agropyrum repens* am Johannisberg und bei Schwalheim.

U. utriculosa (Nees) Tul. Auf *Polygonum hydropiper* bei Ziegenberg.

U. violacea (Pers.) Fuck. Auf *Dianthus carthusianorum* bei Rödgen und Steinfurth.

U. scabiosae (Sow.) Wint. Auf *Knautia arvensis* beim Frauenwald und bei Rödgen.

U. flosculorum (DC.) Wint. Auf *Scabiosa columbaria* am Johannisberg und bei Steinfurth.

U. nuda (Jens.) Kellerm. et Sw. Auf *Hordeum distichum* auf Äckern.

U. tragopogi pratensis (Pers.) Wint. Auf *Tragopogon pratensis*, Gradierwerke und Johannisberg.

Cintractia caricis (Pers.) P. Magn. Auf *Carex glauca* am Johannisberg.

Tilletia striiformis (West.) Oud. Auf *Dactylis glomerata* und *Holcus lanatus* am Johannisberg, auf *Avena elatior* ebendort und im Park.

P. olida (Riess) Wint. Auf *Brachypodium pinnatum*, Johannisberg und Frauenwald, häufig.

Entyloma ranunculi (Bon.) Schroet. Auf *Ranunculus repens* und *R. ficaria* im Park.

E. microsporum (Ung.) Schroet. Auf *Ranunculus bulbosus*, Park, Obstgärten, Johannisberg; auf *R. repens* bei Schwalheim.

E. eryngii (Corda) de By. Auf *Eryngium campestre* am Johannisberg.

E. Fergussoni (Berk. et Br.) Plowr. Auf *Myosotis palustris* bei Ziegenberg.

E. serotinum Schroet. Auf *Borrago officinalis* in Gärten.

E. achilleae P. Magn. Auf *Achillea millefolium* bei Schwalheim.

E. calendulae (Oud.) de By. Auf *Hieracium silvaticum*, Johannisberg und Hochwald; auf *H. vulgatum*, Johannisberg.

E. picridis Rost. Auf *Picris hieracioides*, Johannisberg.

Melanotaenium endogenum (Ung.) de By. Auf *Galium mollugo*, Obstgärten, Ockstadt, Friedberg.

Urocystis occulta (Wallr.) Rabenh. Auf *Secale cereale* bei Schwalheim.

U. colchici (Schlechtend.) Rabenh. Auf *Colchicum autumnale*, Gras- und Obstgärten mehrfach.

U. anemones (Pers.) Schroet. Auf *Anemone nemorosa* im Frauenwald; auf *Ranunculus repens* an der Usa im Park, Obstgärten; auf *Pulsatilla vulgaris* bei Rödgen.

Schroeteria Decaisneana (Boud.) de Toni. In den Samen von *Veronica hederifolia* auf Äckern beim Frauenwald.

Uredineae.

I. Pucciniaceae.

Uromyces rumicis (Schum.) Wint. Auf *Rumex hydrolapathum* und *R. conglomeratus*×*obtusifolius* bei Schwalheim.

U. betae (Pers.) Tul. Auf *Beta vulgaris* in Gärten.

U. ficariae (Schum.) Lév. Auf *Ranunculus ficaria*, Park und Frauenwald, häufig.

U. geranii (DC.) Otth. Auf *Geranium palustre* an der Wetter bei Schwalheim.

U. phaseoli (Pers.) Wint. Auf *Phaseolus vulgaris* in Gärten, auch in Niedermörlen.

U. trifolii (Hedw.) Lév. Auf *Trifolium pratense* bei Wisselsheim.

U. trifolii repentis (Cast.) Liro. Auf *Trifolium repens*, ebendort.

U. flectens Lagerh. Auf *Trifolium repens*, Obstgärten und Waldteiche.

U. pisi (Pers.) Schroet. Auf *Pisum sativum* in Gärten.

U. valerianae (Schum.) Fuck. Auf *Valeriana officinalis* im Hochwald und bei Obermörlen.

U. polygoni (Pers.) Fuck. Auf *Polygonum aviculare* am Goldstein.

U. behenis (DC.) Ung. Auf *Silene inflata* am Johannisberg.

U. fabae (Pers.) de By. Auf *Vicia sepium*, Obstgärten, Johannisberg, Niedermörlen.

U. orobi (Pers.) Plowr. Auf *Lathyrus montanus* bei Ziegenberg.

U. lineolatus (Desm.) Schroet. II und III auf *Scirpus maritimus* an der Wetter bei Wisselsheim und Steinfurth.

U. dactylidis Otth. I auf *Ranunculus repens* in den Obstgärten; auf *R. bulbosus* ebendort und im Park; II und III auf *Dactylis glomerata* ebendort, im Hochwald, Frauenwald und bei Wisselsheim.

U. poae Rabenh. I auf *Ranunculus ficaria* an der Usa im Park und im Hochwald, häufig.

Puccinia acetosae (Schum.) Körn. Uredo auf *Rumex acetosa*, bei Rödgen, det. P. Magnus.

P. fusca (Relhan) Wint. Auf *Anemone nemorosa* im Hochwald und Frauenwald, häufig.

P. pruni spinosae Pers. I auf *Anemone ranunculoides* am Frauenwald bei Niedermörlen.

P. violae (Schum.) DC. Auf *Viola odorata* im Park; auf *V. hirta*, Park, Rödgen, Steinfurth, Ziegenberg; auf *V. silvestris*, Hochwald häufig, Frauenwald, Ziegenberg.

P. epilobii tetragoni (DC.) Wint. Auf *Epilobium hirsutum* an der Usa, bei Rödgen, Steinfurth, Ziegenberg.

P. aegopodii (Schum.) Mart. Auf *Aegopodium podagraria* im Park.

P. bullata (Pers.) Schroet. Auf *Aethusa cynapium* bei Schwalheim, auf *Silaus flavescens* bei Obermörlen.

P. bupleuri falcati (DC.) Wint. Auf *Bupleurum falcatum*, Johannisberg, Rödgen.

P. falcariae (Pers.) Fuck. Auf *Falcaria vulgaris*, Gradierwerk und Frauenwald.

P. chaerophylli Purt. Auf *Anthriscus silvestris* bei Schwalheim.

P. menthae Pers. Auf *Mentha aquatica*, Waldteiche, Niedermörlen, an der Wetter bei Schwalheim; auf *M. aquatica* × *arvensis* bei Niedermörlen; auf *M. arvensis* bei Ziegenberg; auf *M. longifolia* bei Wisselsheim; auf *Satureia clinopodium* bei Ziegenberg.

P. cirsii lanceolati Schroet. Auf *Cirsium lanceolatum*, Waldteiche, Frauenwald, Niedermörlen, Schwalheim.

P. chondrillae Corda. Auf *Lactuca muralis*, Johannnisberg, Frauenwald.

P. lampsanae (Schultz) Fuck. Auf *Lampsana communis*, Park, Johannisberg, Frauenwald, Hochwald.

P. praecox Bubák. Auf *Crepis biennis*, Johannisberg; auf *C. foetida* bei Rödgen (?).

P. tragopogonis (Pers.) Corda. Auf *Tragopogon pratensis*, Obstgärten, Johannisberg, Gradierwerke.

P. suaveolens (Pers.) Rostr. Auf *Cirsium arvense*, Äcker beim Gradierwerk.

P. cirsii Lasch. Auf *Cirsium palustre* bei Ziegenberg.

P. carduorum Jacky. Auf *Carduus crispus*, Saline, Gradierwerk, Friedberg, Ziegenberg; auf *C. nutans*, Niedermörlen, Schwalheim.

P. bardanae Corda. Auf *Arctium minus* beim Gradierwerk.

P. centaureae DC. Auf *Centaurea nigra* am Wege zum Winterstein; auf *C. scabiosa* am Johannisberg; auf *C. calcitrapa*, Saline und Gradierwerk.

P. jaceae Otth. Auf *Centaurea jacea* bei Schwalheim und Wisselsheim.

P. leontodontis Jacky. Auf *Leontodon hispidus* bei Ziegenberg.

P. picridis Hazsl. Auf *Picris hieracioides*, Frauenwald, Nieder- und Obermörlen, Wisselsheim, Schwalheim.

P. taraxaci (Rebent.) Plowr. Auf *Taraxacum officinale*, Waldteiche, Hochwald, Johannisberg, Friedberg.

P. hieracii (Schum.) Mart. Auf *Hieracium praealtum* und *H. vulgatum* am Johannisberg; auf *H. silvaticum*, Hochwald, Ziegenberg; auf *H. laevigatum* bei Ziegenberg.

P. absinthii DC. Auf *Artemisia vulgaris* bei Ziegenberg und Steinfurth.

P. obscura Schroet. I auf *Bellis perennis* am Frauenwald; II und III auf *Luzula campestris* ebendort und im Tannenwald bei Ockstadt, hier auch auf *L. pilosa*.

P. Magnusiana Körn. II und III auf *Phragmites communis* bei Wisselsheim.

P. graminis Pers. I auf *Berberis vulgaris*, Park, Anlagen, Goldstein; II und III auf *Secale cereale* bei Niedermörlen und Schwalheim; auf *Agropyrum repens* beim Gradierwerk; auf *Triticum vulgare* bei Schwalheim, Äcker am Goldstein; auf *Avena sativa*, Äcker beim Gradierwerk; auf *Aera caespitosa* im Hochwald; auf *Poa nemoralis* im Hochwald.

P. anthoxanthi Fuck. Auf *Anthoxanthum odoratum*, Frauenwald, Tannenwald bei Ockstadt.

?P. silvatica Schroet. II auf *Carex glauca* am Johannisberg und auf *C. pallescens* im Hochwald, Tannenwald bei Ockstadt, gehören vielleicht hierher.

P. tenuistipes Rostr. I auf *Centaurea jacea*, II und III auf *Carex muricata*, Obstgärten am Johannisberg.

P. Le Monnieriana Maire. Auf *Cirsium palustre* im Tannenwald bei Ockstadt, 1. 9. 1898, det. H. Sydow; neu für Deutschland!

P. verruca Thüm. Auf *Centaurea scabiosa* am Frauenwald.

P. polygoni Alb. et Schw. I auf *Geranium pusillum*, Obstgärten; II und III auf *Polygonum convolvulus* bei den Gradierwerken.

P. arenariae (Schum.) Wint. Auf *Stellaria holostea*, Johannisberg, auf *St. nemorum* an der Usa und bei Ziegenberg; auf *Moehringia trinervia* im Tannenwald bei Ockstadt.

P. malvacearum Mont. Auf *Malva neglecta* und *M. rotundifolia* beim Gradierwerk; auf *Althaea rosea* in Gärten.

P. circaeae Pers. Auf *Circaea lutetiana* im Hochwald.

P. glechomatis DC. Auf *Glechoma hederacea* bei Schwalheim und Ziegenberg.

P. annularis (Strauss) Schlechtend. Auf *Teucrium scorodonia*, Johannisberg, Hochwald.

P. valantiae Pers. Auf *Galium cruciata* an der Usa am Wege nach Niedermörlen, bei Ziegenberg.

P. Celakovskyana Bubák. Auf *Galium cruciata* an der Usa.

P. galii Wint. Auf *Galium mollugo* im Hochwald.

P. galii silvatici Otth. Auf *Galium silvaticum* bei Ziegenberg.

P. arrhenatheri (Kleb.) Erikss. I auf *Berberis vulgaris*, Park, Anlagen; II und III auf *Avena elatior* ebendort, Johannisberg. Meine Exsiccaten n. 532.

P. perplexans Plowr. Auf *Alopecurus pratensis* beim Hochwald.

P. symphyti-bromorum F. Müller. Auf *Bromus sterilis* am Wege zum Gradierwerk.

P. poarum Nielsen. I. auf *Tussilago farfarus*, an der Usa, Niedermörlen; II und III auf *Poa annua* im Tannenwald bei Ockstadt, auf *P. nemoralis* im Hochwald.

P. simplex (Körn.) Erikss. et Henn. Auf *Hordeum distichum* auf Äckern beim Goldstein.

P. hordei Fuck. Auf *Hordeum murinum* bei der Saline.

P. triseti Erikss. Auf *Trisetum flavescens*, Obstgärten.

P. glumarum (Schmidt) Erikss. et Henn. Auf *Triticum vulgare* auf Äckern häufig; auf *Agropyrum repens* bei Ockstadt und Schwalheim; auf *Calamagrostis epigeios* im Hochwald.

P. Baryi (Berk. et Br.) Wint. Auf *Brachypodium silvaticum*, Johannisberg, Hochwald, Tannenwald bei Ockstadt, überall häufig; auf *B. pinnatum*, Johannisberg.

P. coronata Corda. I auf *Frangula alnus*, Johannisberg; II und III auf *Festuca pratensis*, Niedermörlen; auf *Agrostis alba*, Wiese am Frauenwald.

P. coronifera Kleb. Auf *Avena sativa*, Äcker am Frauenwald; auf *A. fatua* bei Obermörlen; auf *Festuca pratensis* beim Gradierwerk.

Uredo sp. Auf *Agrostis alba*, Waldteiche und Tannenwald bei Ockstadt; auf *Festuca ovina* bei Obermörlen.

Aecidium petasitis Syd. Auf *Petasites officinalis* bei Ziegenberg.

Aec. circaeae. Auf *Circaea lutetiana* im Hochwald in der Nähe von *Puccinia Baryi*. Ein von Klebahn mit Material von diesem Fundort angestellter Kulturversuch hatte negativen Erfolg. S. Pilzfl. d. Prov. Brandenb., Va, p. 627!

Gymnosporangium juniperi Link. I auf *Sorbus aucuparia*, Johannisberg, häufig; III auf *Juniperus communis* ebendort.

G. sabinae (Dicks.) Wint. I auf *Pirus communis*, am Johannisberg, Schloßgarten in Friedberg; III auf *Juniperus sabina* in den Anlagen.

Phragmidium disciflorum (Tode) James. Auf Gartenrosen, auch in Friedberg.

Ph. sanguisorbae (DC.) Schroet. Auf *Sanguisorba minor*, Obstgärten, Johannisberg, Nieder- und Obermörlen, Rödgen, Wisselsheim.

Ph. fragariastri (DC.) Schroet. Auf *Potentilla sterilis*, Hochwald, Frauenwald.

Ph. rubi (Pers.) Wint. Auf *Rubus nemorosus*, Johannisberg, Hochwald, auf *R. thyrsoides* v. aff., ebendort.

Ph. rubi idaei (Pers.) Karst. Auf *Rubus idaeus* in Gärten, Hochwald.

Xenodochus tormentillae (Fuck.) P. Magn. Auf *Potentilla silvestris* im Frauenwald.

X. carbonarius Schlechtd. Auf *Sanguisorba officinalis* beim Frauenwald und Niedermörlen.

Triphragmium ulmariae (Schum.) Link. Auf *Filipendula ulmaria*, Hochwald, Wiesen an der Usa bei Ziegenberg.

II. Cronartiaceae.

Cronartium asclepiadeum (Willd.) Fr. Auf *Vincetoxicum officinale*, Johannisberg.

III. Coleosporiaceae.

Coleosporium pulsatillae (Strauss) Lév. Auf *Pulsatilla vulgaris*, Birkenkant am Wege vor Wisselsheim.

C. melampyri (Rebent.) Kleb. Auf *Melampyrum pratense*, Johannisberg, Hochwald, Tannenwald bei Ockstadt, Ziegenberg.

C. euphrasiae (Schum.) Wint. Auf *Euphrasia Rostkoviana* beim Frauenwald; auf *E. nemorosa*, Forsthaus Winterstein, Ziegenberg, Steinfurth; auf *E. odontites*, Waldteiche, Hochwald, Niedermörlen, Ziegenberg.

C. campanulae (Pers.) Lév. Auf *Campanula rapunculoides*, Hochwald, Ziegenberg; auf *C. rapunculus*, Obstgärten, Ockstadt.

C. tussilaginis (Pers.) Kleb. Auf *Tussilago farfarus* an der Usa, Niedermörlen, beim Hochwald, bei Ockstadt, Ziegenberg, Steinfurth.

C. petasitis de By. Auf *Petasites officinalis*, Niedermörlen, Ziegenberg.

C. senecionis (Pers.) Fr. Auf *Senecio vulgaris*, Gartenländereien, Äcker beim Gradierwerk, beim Frauenwald, Obermörlen, Rödgen; auf *S. silvaticus* im Tannenwald bei Ockstadt häufig, bei Rödgen; auf *S. viscosus* bei Rödgen.

C. sp. Auf *Senecio Fuchsii* im Tannenwald bei Ockstadt.

C. sonchi (Pers.) Lév. Auf *Sonchus asper*, beim Johannisberg, Nieder- und Obermörlen, Wisselsheim, Rödgen; auf *S. arvensis* bei Steinfurth.

Ochropsora sorbi (Oud.) Diet. I auf *Anemone nemorosa* im Frauenwald.

Pucciniastrum epilobii (Pers.) Otth. Auf *Epilobium roseum* an der Usa, bei Ziegenberg.

P. abietis-chamaenerii Kleb. Auf *Epilobium angustifolium*, Johannisberg, Tannenwald bei Ockstadt, Steinfurth.

P. agrimoniae (DC.) Tranzschel. Auf *Agrimonia eupatoria*, Johannisberg, Hochwald, Frauenwald, Ziegenberg, Steinfurth, Wisselsheim, Rödgen.

Thecopsora areolata (Wallr.) P. Magn. I auf Zapfenschuppen von *Picea excelsa* bei Ziegenberg.

Th. galii (Link) de Toni. Auf *Galium mollugo* im Hochwald.

Melampsora amygdalinae Kleb. Auf *Salix amygdalina* bei Ziegenberg.

M. farinosa (Pers.) Schroet. Auf *Salix caprea*, Johannisberg, Frauenwald, Hochwald, Obermörlen, Ockstadt, Gehölz am Goldstein, überall häufig und in der Nähe von Lärchen, daher wahrscheinlich zu M. larici-caprearum Kleb. gehörend; auf *S. aurita* im Hochwald; auf *S. cinerea* an der Usa.

M. sp. Auf *Salix purpurea* bei den Waldteichen.

M. sp. Auf *Salix viminalis* an der Usa, vielleicht *M. ribesii-viminalis* Kleb.; *Ribes*-Arten in der Nähe in Gärten.

M. tremulae Tul. Auf *Populus tremula*, Johannisberg, Hochwald, Frauenwald, Obermörlen, Ockstadt, Gehölz am Goldstein, Wisselsheim, überall häufig, wahrscheinlich M. larici-tremulae Kleb.

M. larici-populina Kleb. Auf *Populus canadensis* bei Ziegenberg in der Nähe von *Larix*; eine Form auf *P. pyramidalis* bei Steinfurth gehört vielleicht auch hierher.

M. hypericorum (DC.) Schroet. Auf *Hypericum pulchrum*, Tannenwald bei Ockstadt, Ziegenberg.

M. lini (Pers.) Desm. Auf *Linum catharticum* am Johannisberg, beim Frauenwald.

M. helioscopiae (Pers.) Wint. Auf *Euphorbia helioscopia*, Niedermörlen, Wisselsheim, Rödgen, Schwalheim; auf *E. peplus* in Gemüsegärten; auf *E. exigua*, Obermörlen.

Melampsoridium betulinum (Pers.) Kleb. Auf *Betula verrucosa*, Hochwald, Obermörlen, auf *B. pubescens*, Hochwald.

Melampsorella caryophyllacearum (DC.) Schroet. Auf *Stellaria holostea* am Teich im Park, im Frauenwald.

Auriculariales.

Herpobasidium filicinum (Rostr.) Lind. Auf *Aspidium filix mas* im Hochwald und Frauenwald mehrfach. Neu für Mitteldeutschland! Meine Exsiccaten n. 332c.

Auricularia auricula Iudae (L.) Schroet. An *Sambucus nigra* im Park.

Tremellineae.

Exidia glandulosa (Bull.) Fr. An abgefallenen Zweigen im Park, Johannisberg, Gehölz am Goldstein.

Dacryomycetineae.

Dacryomyces deliquescens (Bull.) Duby. Auf Stümpfen von *Picea excelsa* im Tannenwald bei Ockstadt.

D. abietinus (Pers.) Schroet. An Gartenzäunen aus Tannenholz häufig.

Calocera viscosa (Pers.) Fr. Auf Tannenstümpfen im Frauenwald und bei Ockstadt.

Exobasidiineae.

Exobasidium vaccinii uliginosi Boud. Auf *Vaccinium myrtillus* im Hochwald.

Microstroma juglandis (Bereng.) Sacc. Auf Blättern von *Juglans regia* in den Obstgärten.

Hymenomycetineae.

I. Corticiaceae.

Tulasnella Tulasnei (Pat.) Juel. Auf alten Fruchtkörpern von *Lenzites betulinus* im Frauenwald.

Stereum rugosum Pers. An *Salix*, *Lonicera tatarica* und *Syringa vulgaris* im Park; an *Alnus glutinosa* im Frauenwald.

St. sanguinolentum Fr. An *Picea excelsa* im Park, an *Pinus silvestris* und *Abies alba* im Tannenwald bei Ockstadt.

St. hirsutum (Willd.) Fr. An *Salix* und *Corylus avellana* im Park; an eichenen Kübeln im Treibhaus; an Eichenstümpfen am Johannisberg, und im Hochwald; an Birken- und Eichenstümpfen im Frauenwald.

St. purpureum Pers. An *Betula verrucosa* und *Acer platanoides* im Park.

St. pini Fr. An dürren Zweigen von *Pinus silvestris* bei Ockstadt.

Hymenochaete ferruginea (Bull.) Bres. An alten Eichenstümpfen im Donnersgraben.

Vuilleminia comedens (Nees) Maire. An abgefallenen Erlenzweigen im Park; an abgefallenen Eichenzweigen, Johannisberg und Hochwald.

Corticium serum Pers. An alten Stämmen von *Sambucus nigra* an vielen Stellen.

C. lacteum Fr. An faulenden Zweigen im Park.

C. confluens Fr. An einem faulenden Brett im Park, det. J. Bresadola.

Peniogloeocystidium incarnatum (Pers.) v. Höhn. et Litsch. An dürren Ästen von *Salix caprea* am Goldstein.

Peniophora cinerea (Fr.) Cooke. An abgefallenen Zweigen im Park; an *Frangula alnus* am Goldstein.

P. corticalis (Bull.) Cooke. An abgefallenen Eichenzweigen, Johannisberg und Hochwald; an *Syringa vulgaris* im Park.

P. cremea (Bres.) v. H. et L. An faulenden Eichenzweigen im Frauenwald.

Aleurodiscus amorphus (Pers.) Rabenh. An dürren Zweigen von *Abies alba* im Tannenwald bei Ockstadt.

A. polygonius (Pers.) v. H. et L. An *Populus tremula* im Frauenwald.

Coniophora cerebella (Pers.) Schroet. An faulenden Brettern im Treibhaus der Kuranlagen.

II. Thelephoraceae.

Thelephora terrestris Ehrh. Auf der Erde im Hochwald und Tannenwald bei Ockstadt.

Th. fastidiosa (Pers.) Fr. Über Gras und Moos im Hochwald.

Th. intybacea Fr. Auf feuchtem Lehmboden im Hochwald.

Solenia anomala (Pers.) Fr. Auf einem Birkenstumpf im Park.

S. confusa Bres. An abgefallenen Birkenzweigen im Park, auf Zweigen von *Prunus spinosa* im Hochwald.

III. Hydnaceae.

Grandinia crustosa (Pers.) Fr. An abgefallenen Ästen im Park.

Hydnum auriscalpium L. An alten Kiefernzapfen im Gehölz am Goldstein.

H. repandum L. Im Frauenwald bei Niedermörlen.

Irpex deformis Fr. An faulenden Eichenästen im Hochwald; an abgefallenen Buchenzweigen bei Ziegenberg.

Radulum membranaceum (Bull.) Bres. An dürren Eichenästen im Hochwald.

IV. Polyporaceae.

Merulius corium (Pers.) Fr. An abgefallenen Ulmenzweigen im Park.

Poria Vaillantii DC. (= P. vaporaria Pers.). An alten Brettern im Treibhause, det. J. Bresadola! Hier auch die Chlamydosporenform, Ceriomyces rubescens (Boud.) Sacc.

Fomes igniarius (L.) Fr. An *Salix* am Teiche im Park.

F. fulvus (Scop.). An *Prunus domestica* in den Obstgärten; an *P. avium* bei Schwalheim.

F. annosus Fr. An Stümpfen von *Picea excelsa* im Park; an *Abies alba* im Tannenwald bei Ockstadt.

Ganoderma lipsiense (Batsch) Atkinson. An einem Baumstumpf im Park; an einem Eichenstumpf im Hochwald.

Polyporus hispidus (Bull.) Fr. An *Pirus malus*, Obstgärten am Johannisberg und beim Hof Hasselheck.

P. adustus (Willd.) Fr. An *Betula verrucosa* und *Prunus padus* im Park.

P. fumosus (Pers.) Fr. An alten Baumstümpfen im Park.

P. rutilans (Pers.) Fr. An abgefallenen Eichenzweigen im Hochwald.

P. squamosus (Huds.) Fr. An *Ulmus*, *Salix* und *Sambucus nigra* im Park.

P. brumalis (Pers.) Fr. An einem Baumstumpf im Park.

Polystictus versicolor (L.) Fr. An einem Birkenstumpf im Park; an Eichenstümpfen am Johannisberg, an Baumstümpfen im Frauenwald.

Trametes suaveolens (L.) Fr. An alten Kopfweiden am Teich im Park.

T. trabea (Pers.) Bres. Jugendliche Exemplare an einem alten Stamm von *Aesculus hippocastanum* im Park, det. J. Bresadola!

Lenzites quercina (L.) v. Höhn. An eichenem Brückenholz an der Usa, an Eichenstümpfen im Hochwald und Frauenwald.

L. betulina (L.) Fr. An *Acer platanoides* im Gehölz am Goldstein.

L. abietina (Bull.) Fr. An alten Brettern in den Treibhäusern.

Boletus scaber Bull. Im Park, bei Ziegenberg.

B. luridus Schaeff. Im Park, bei Ziegenberg.

B. satanas Lenz. Johannisberg.

B. bulbosus Schaeff. Hochwald, Ziegenberg.

B. subtomentosus Fr. Park, Hochwald häufig, Ziegenberg.

B. granulatus L. Park, bei Ziegenberg.

B. rufus Schaeff. Frauenwald, Tannenwald bei Ockstadt.

B. luteus L. Unter Kiefern am Goldstein.

B. flavus With. Frauenwald, Ziegenberg.

V. Agaricaceae.

Trogia crispa (Pers.) Fr. An abgefallenen Zweigen von *Prunus avium* im Frauenwald.

Cantharellus cibarius Fr. Hochwald, Ziegenberg.

Paxillus atrotomentosus (Batsch) Fr. An Stümpfen von *Picea excelsa* im Tannenwald bei Ockstadt.

P. involutus (Batsch) Fr. Im Park.

Coprinus plicatilis Fr. Auf Grasplätzen bei der Saline.

C. micaceus (Bull.) Fr. Park in der Nähe von Baumstümpfen häufig.

C. atramentarius (Bull.) Fr. An Baumstümpfen im Park, am Wege zum Johannisberg.

Gomphidius maculatus (Scop.) Fr. Auf feuchtem Lehmboden unter Eichen bei Ziegenberg.

Lactaria vellerea (Fr.) Schroet. Hochwald, Frauenwald, Ziegenberg.

L. sanguinalis (Batsch) Schroet. Im Park auf Rasen.

L. zonaria (Bull.) Schroet. Auf Rasen im Park.

Russula pectinata (Bull.) Fr. Am Frauenwald.

R. livida (Pers.) Schroet. Hochwald und Ziegenberg unter Eichen.

R. virescens (Schaeff.) Fr. Hochwald und Frauenwald unter Eichen.

R. depallens (Bull.) Fr. Im Park.

R. nigricans (Bull.) Fr. Hochwald unter Eichen.

Russulina integra (L.) Schroet. Im Tannenwald bei Ockstadt.

R. alutacea (Pers.) Schroet. Im Park.

R. lutea (Huds.) Schroet. Hochwald und Ziegenberg.

Schizophyllum commune Fr. An *Aesculus hippocastanum* im Park.

Lentinus stipticus (Bull.) Schroet. An Eichenstümpfen im Hochwald.

Marasmius rotula (Scop.) Fr. An dürren Wurzeln im Park; an faulenden Eichenzweigen im Hochwald.

M. caryophyllus (Schaeff.) Schroet. An Wegrändern bei Niedermörlen.

M. peronatus (Bull.) Fr. Im Tannenwald bei Ockstadt.

Coprinarius disseminatus (Pers.) Schroet. Unter Gebüsch und an Baumstümpfen im Park häufig, auch in alten, hohlen Kopfweiden.

Hypholoma Candolleanum Fr. Im Hochwald.

H. fasciculare (Huds.) Fr. Im Park an Stümpfen.

H. lateritium (Schaeff.) Schroet. Desgl.

Psalliota campestris (L.) Fr. Im Park auf Rasen, schon Mitte Mai, Obstgärten.

P. pratensis (Schaeff.) Fr. Im Park und an Gartenwegen.

Derminus mollis (Schaeff.) Schroet. An Baumstümpfen im Park.

D. hypni (Batsch) Schroet. Tannenwald bei Ockstadt zwischen Moos.

D. tener (Schaeff.) Schroet. Auf Grasplätzen bei der Saline.

Inocybe rimosa (Bull.) Fr. Häufig auf Rasen im Park.

I. cristata (Scop.) Schroet. Ebendort.

Cortinarius cinnamomeus (L.) Fr. Im Tannenwald bei Ockstadt.

Pholiota mutabilis (Schaeff.) Quél. An einem Eschenstumpf im Park; an Eichen- und Birkenstümpfen auf dem Johannisberg und im Hochwald.

Ph. candicans (Schaeff.) Schroet. Auf Grasplätzen bei der Saline.

Rozites caperata (Pers.) Karst. Tannenwald bei Ockstadt, bei Ziegenberg.

Hyporhodius pascuus (Pers.) Schroet. Gehölz am Goldstein.

H. hydrogrammus (Bull.) Schroet. Im Hochwald.

H. phlebophorus (Ditm.). Hochwald am Grunde einer alten Eiche.

H. cervinus (Schaeff.) P. Henn. An Baumstümpfen im Park, Tannenwald bei Ockstadt.

Agaricus fibula Bull. Zwischen Moos im Tannenwald bei Ockstadt.

A. acicula Fr. Auf einem mit Moos bewachsenen Baumstumpf am Johannisberg.

A. roseus Bull. Tannenwald bei Ockstadt.

A. dryophilus Bull. Zwischen Laub im Hochwald.

A. tenacellus Pers. Unter Kiefern am Goldstein, Tannenwald bei Ockstadt.

A. velutipes Curtis. An *Cystisus laburnum* im Park.

A. macrourus Scop. Unter Eichen am Johannisberg, sehr große Exemplare, Stiel bis 30 cm hoch.

A. fusipes Fr. Tannenwald bei Ockstadt.

A. infundibuliformis Schaeff. Hochwald, bei Ziegenberg an Wegen zwischen Gras.

A. gambosus Fr. Park, Obstgärten, Hochwald.

A. terreus Schaeff. Häufig auf Rasen im Park; var. argyraceus Bull. mit der typischen Form.

Lepiota cristata (Bull.) Quél. Auf Rasen im Park.

Amanitopsis plumbea (Schaeff.) Schroet. Park, Obstgärten, Hochwald, Ziegenberg.

Amanita pustulata (Schaeff.) Schroet. Hochwald, Frauenwald, Ziegenberg.

A. spissa (Fr.) Quél. Hochwald, Frauenwald.

Phallineae.

Mutinus caninus (Huds.) Fr. Unter Gebüsch im Park.

Ithyphallus impudicus (L.) Fr. Hochwald, Tannenwald bei Ockstadt häufig.

Hymenogastrineae.

Rhizopogon rubescens Tul. Unter Kiefern im Park.

Lycoperdineae.

Lycoperdon gemmatum Batsch. Obstgärten, Hochwald, Niedermörlen.

Geaster minimus Schweinitz (= G. marginatus Vitt.). Tannenwald bei Ockstadt, alte Exemplare, det. J. Bresadola.

G. fimbriatus Fr. Ebendort.

Nidulariineae.

Cyathus striatus (Huds.) Hoffm. Auf faulenden Ästen von *Prunus avium* am Johannisberg; auf einer Kohlenstelle bei Ziegenberg.

Sclerodermineae.

Scleroderma vulgare Fr. Im Park und Hochwald.

Fungi imperfecti.

I. Sphaeropsidales.

Phyllosticta quercus Sacc. et Speg. Auf lebenden Blättern von *Quercus robur*, Johannisberg. — Sporen länglich, 6—8 ⩽ 2—3 μ groß.

Ph. berberidis Rabenh. Auf *Berberis vulgaris* in den Anlagen. — Einzelne Sporen bis 8 ⩽ 3,5 μ groß.

Ph. prunicola Sacc. n. var. *pruni avii* Jaap. Auf lebenden Blättern von *Prunus avium* im Frauenwald, 18. 7. 1899. — Sehr abweichend von der Hauptform und wohl eine selbständige Art. Blattflecken klein, eckig, von den Nerven begrenzt, zuerst rotbraun, dann gelblich, zuletzt weiß und öfter rot umrandet; Sporen ellipsoidisch oder länglich, abgerundet, 4—8 μ lang und 2—3 μ dick. Durch die Fleckenbildung von den auf *Prunus* beschriebenen Formen ganz verschieden.

Ph. hederae Sacc. et Roum. Auf lebenden Blättern von *Hedera helix* in Gärten, Kirchhof.

Ph. cirsii Desm. Auf *Cirsium lanceolatum* beim Gradierwerk.

?Phoma conigena Karst. Auf alten Zapfenschuppen von *Pinus silvestris* im Gehölz am Goldstein. — Sporen 4—7 ⩽ 1,5—2 μ groß; Träger sehr kurz. Bestimmung etwas zweifelhaft.

Ph. strobiligena Desm. Auf Zapfenschuppen von *Pinus strobus* im Park.

Ph. lineolata Desm. Desgl. von *Larix decidua* im Frauenwald; durch längere Sporenträger abweichend.

Ph. obtusula Sacc. et Br. An dürren Zweigen von *Acer campestre* im Frauenwald.

Ph. depressa (Lév.) Sacc. var. minor Brun. Auf alten Fruchtkapseln von *Syringa vulgaris* im Park, in Gesellschaft von Ascochytula syringae.

Asteroma dendriticum Desm. Auf lebenden Blättern von *Viburnum lantana* in den Anlagen, leg. P. Magnus!

Phomopsis subordinaria (Desm.) Trav. An dürren Ährenstielen von *Plantago lanceolata* bei Schwalheim.

Sclerophoma pityella (Sacc.) v. Höhn. Auf dürren Nadeln von *Pinus strobus* im Gehölz am Goldstein, det. H. Diedicke.

Cytospora ambiens Sacc. An dürren Zweigen von *Fagus silvatica* im Frauenwald. — Sporen 4—6 ≷ 1 μ groß, Träger 7,5—9 μ lang.

C. rosarum Grev. An dürren Rosenstämmen, Johannisberg.

C. corni West. An dürren Zweigen von *Cornus sanguinea*, ebendort. — Sporen 4—6 ≷ 1 μ groß, Träger verzweigt, bis 18 μ lang.

Fusicoccum bacillare Sacc. et Penz. f. piceae. An alten Zapfenschuppen von *Picea excelsa* im Frauenwald. Sporen 9—13 ≷ 2 μ groß, Träger undeutlich.

Ascochyta chenopodii (Karst.) Died. Auf lebenden Blättern von *Chenopodium bonus Henricus* bei Schwalheim. — Etwas abweichend: Fruchtkörper zerstreut stehend, nicht dicht gedrängt, Sporen etwas kleiner, nur bis 18 μ lang und 5 μ dick; aber wohl hierher gehörend.

A. viciae Lib. Auf *Vicia sepium* am Johannisberg. — Sporen zylindrisch, abgerundet, bis 18 ≷ 5 μ groß.

A. syringae Bres. Auf lebenden Blättern von *Syringa chinensis* in den Anlagen.

A. asclepiadearum Trav. Auf lebenden Blättern von *Vincetoxicum officinale* am Johannisberg, 11. 9. 1898; neu für Deutschland!

A. viburni (Roum.) Sacc. Auf lebenden Blättern von *Viburnum opulus* im Hochwald.

A. lappae (Sacc.). Auf lebenden Blättern von *Arctium minus* bei Schwalheim und von *A. tomentosum* bei Wisselsheim. — Sporen bis 8 μ lang und 3,5 μ dick, oft zweizellig; der Pilz kann daher nicht bei Phyllosticta verbleiben!

Ascochytula syringae Jaap n. sp. Auf alten, vorjährigen Fruchtkapseln von *Syringa vulgaris* im Park, 26. 5. 1898.

Beschreibung: Fruchtkörper gesellig, punktförmig klein, die Oberhaut hervorwölbend und lange bedeckt bleibend, kugelig, 50—100 μ breit, mit weiter Mündung, aus parenchymatischem, dunkelbraunem Gewebe; Sporen zylindrisch, abgerundet, 8—13 μ lang und 3—4 μ dick, zweizellig, zuerst farblos, dann blaß bräunlich. — In Gesellschaft wächst eine Phoma, die wohl ein Jugendzustand dieser Ascochytula sein dürfte.

Darluca filum (Bivon.) Cast. Auf Uredo an *Agrostis alba* bei den Waldteichen; auf Uredo von *Puccinia arrhenatheri* am Johannisberg häufig; auf Uredo an *Bromus sterilis* beim Gradierwerk.

Diplodia juglandina Fr. Auf dürren Zweigen von *Juglans regia* in Obstgärten am Johannisberg.

D. subtecta Fr. Auf dürren Zweigen von *Acer campestre* im Frauenwald.

Microdiplodia frangulae Allesch. An dürren Zweigen von *Frangula alnus* am Goldstein.

Stagonospora curvula Bomm., Rouss. et Sacc. Auf lebenden Blättern von *Festuca ovina* bei Obermörlen.

Hendersonia piricola Sacc. Auf lebenden Blättern von *Pirus communis* in Ziegenberg.

Dichomera Saubinetii (Mont.) Cooke. Auf dürren Zweigen von *Acer pseudoplatanus* im Hochwald.

Septoria populi Desm. S. bei Mycosphaerella!

S. fagi Auersw. Auf dürren Blättern von *Fagus silvatica* im Frauenwald.

S. castanicola Desm. Auf welkenden Blättern von *Castanea vesca*, Forsthaus Winterstein. — Sporen 25—35 ≈ 2,5—3,5 μ groß, vierzellig.

S. quercina Desm. Auf lebenden Blättern von *Quercus robur* im Hochwald.

S. urticae Desm. et Rob. Auf *Urtica urens*, Gradierwerk, Schwalheim, Rödgen.

S. polygonorum Desm. Auf *Polygonum persicaria* bei Niedermörlen und Ziegenberg; auf *P. hydropiper* und *P. lapathifolium* bei Schwalheim.

S. atriplicis (West.) Fuck. Auf *Chenopodium murale* bei Rödgen. — Sporen nur 25 μ lang und 3,5—4 μ dick, mit 3 Querwänden.

S. stellariae Rob. et Desm. Auf Blättern und Stengeln von *Stellaria media* beim Gradierwerk, am Goldstein, bei Schwalheim; auf *St. nemorum* im Tannenwald bei Ockstadt. Sporen fadenförmig, bis 60 μ lang, wohl neu als Nährpflanze.

S. ficariae Desm. Auf *Ranunculus ficaria* im Park.

S. gei Rob. et Desm. Auf *Geum urbanum* bei Rödgen, Johannisberg.

S. rubi Westend. Auf *Rubus idaeus*, Hochwald, Frauenwald;

var. saxatilis Allesch. Auf *Rubus saxatilis* zwischen Obermörlen und Ziegenberg.

S. fragariae Desm. Auf *Fragaria vesca*, Johannisberg. — Sporen 35 ≈ 4 μ groß, vierzellig.

S. piricola Desm. S. bei Mycosphaerella!

S. incondita Desm. Auf *Acer platanoides* bei Ziegenberg.

S. hyperici Desm. Auf *Hypericum pulchrum* bei Ziegenberg. - Sporen kürzer, deutlich septiert, vielleicht eine eigene Art.

S. Brissaceana Sacc. et Let. Auf *Lythrum salicaria* bei Ziegenberg.

S. cornicola Desm. Auf *Cornus sanguinea*, Johannisberg, Friedberg, Ziegenberg.

S. convolvuli Desm. Auf *Convolvulus arvensis*, Gradierwerk, Rödgen, Niedermörlen; auf *C. sepium* in Hecken mehrfach, bei Wisselsheim.

S. verbenae Rob. et Desm. Auf *Verbena officinalis* bei Schwalheim.

S. galeopsidis West. Auf *Galeopsis tetrahit* an der Usa, Frauenwald, Tannenwald bei Ockstadt.

S. lamiicola Sacc. Auf *Lamium album* bei der Saline und Schwalheim.

S. stachydis Rob. et Desm. Auf *Stachys silvaticus* im Hochwald häufig.

S. scabiosicola Desm. Auf *Knautia arvensis*, Johannisberg, Wisselsheim.

S. chrysanthemi Allesch. Auf *Leucanthemum vulgare* bei Schwalheim. — Sporen meist nadelförmig, 50—100 μ lang und 2—3,5 μ dick, mit vielen deutlichen Septen, zuweilen aber auch viel kürzer und dicker, fast keulenförmig. Wahrscheinlich gehören die vier auf dieser Nährpflanze beschriebenen Formen zu einer Art.

Leptothyrium periclymeni (Desm.) Sacc. Auf lebenden Blättern von *Lonicera xylosteum*, Johannisberg, häufig.

Leptostroma herbarum (Fr.) Link. An alten Stengeln von *Filipendula ulmaria* im Frauenwald, von *Vincetoxium officinale*, Johannisberg.

Psilospora quercus Rabenh. und

P. faginea Rabenh., s. bei Dichaena!

Dinemasporium hispidulum (Schrad.) Sacc. var. herbarum Cooke. An faulenden Stengeln von *Vicia pisiformis*, Johannisberg.

II. Melanconiales.

Gloeosporium paradoxum (de Not.) Fuck. S. bei Trochila!

G. nervisequum (Fuck.) Sacc. S. bei Gnomonia!

Myxosporium tumidum (Bon.) Sacc. Auf dürren Zweigen von *Betula verrucosa*, Johannisberg.

Pestalozziella geranii pusilli Massal. Auf lebenden Blättern von *Geranium sanguineum* am Johannisberg, 4. 6. 1898; eine neue Nährpflanze! — Sporen bis 25 μ lang und 8 μ dick. Neu für Deutschland! Wurde auf *Geranium pusillum* schon im Jahre 1896 von mir bei Triglitz in der Prignitz gesammelt und ist gewiß weiter verbreitet in Deutschland.

Melanconium betulinum Schm. et Kze. S. bei Melanconis!

Marssonina juglandis (Lib.) P. Magn. S. bei Gnomonia!

Septogloeum quercus Died. n. sp. Auf lebenden Blättern von *Quercus robur*, Johannisberg, 23. 8. 1898.

Beschreibung: Flecken zerstreut, beiderseits sichtbar, rundlich, bis 5 mm groß, oft durch Zusammenfließen größer, hellbraun, unten ockerfarbig, mit feiner brauner Linie begrenzt; Sporenlager unterseits, in der Mitte der Flecken in kleinen Gruppen stehend, eingewachsen, später weit geöffnet, 80—120 μ im Durchmesser; Sporen wurmförmig, meist gewunden, beidendig stumpf, mit drei Querwänden, in jeder Zelle mit einem länglichen Öltropfen, 35—50 μ lang und 2,5—3,5 μ dick; Träger fehlen. H. Diedicke.

Trichodytes anemones Kleb. Auf *Anemone nemorosa* im Frauenwald.

III. Hyphomycetes.

a) Mucedinaceae.

Monilia fructigena Pers. Auf abgefallenen Äpfeln, Obstgärten.

?M. cinerea Bon. Auf Früchten von *Prunus spinosa*.

M. crataegi Died. S. bei Sclerotinia!

Trichoderma lignorum (Tode) Harz. Auf faulenden Eichenzweigen im Hochwald.

Ovularia obliqua (Cooke) Oud. Auf *Rumex crispus* beim Gradierwerk; auf *R. aquaticus* bei der Gasanstalt; auf *R. obtusifolius* bei Ziegenberg und Niedermörlen.

O. bulbigera (Fuck.) Sacc. Auf *Sanguisorba minor* am Johannisberg und bei Ziegenberg.

O. veronicae (Fuck.) Sacc. Auf *Veronica opaca*, Äcker beim Gradierwerk.

O. duplex Sacc. Auf *Scrophularia nodosa* an der Usa, im Frauenwald und Hochwald, det. G. Lindau.

O. virgaureae (Thüm.) Sacc. Auf *Solidago virgaurea* bei Ziegenberg.

Botrytis tenella Sacc. Auf toten Maikäfern im Hochwald.

B. cinerea Pers. Auf lebenden Blättern von *Cytisus laburnum* im Park; desgl. von *Ranunculus ficaria*, die von Uromyces befallen waren, häufig; desgl. von *Convallaria majalis* im Frauenwald; an durch Feuer getöteten Stämmen von *Sarothamnus scoparius* am Wege nach Rödgen hin; auf Sklerotien an alten Stengeln von *Galeopsis tetrahit* beim Hochwald.

B. epigaea Link. Auf feuchter Erde im Park.

B. latebricola Jaap. Auf faulendem Eichenholz im Hochwald.

Sepedonium chrysospermum (Bull.) Fr. S. bei Hypomyces!

Didymaria didyma (Ung.) Schroet. Auf *Ranunculus repens*, Obstgärten, Park, Rödgen.

D. Kriegeriana Bres. Auf *Melandryum rubrum* im Park.

Mycogone cervina Ditm. S. bei Hypomyces!

Ramularia macularis (Schroet.) Sacc. et Syd. Auf *Chenopodium bonus Henricus* bei Schwalheim.

R. aequivoca (Ces.) Sacc. Auf *Ranunculus auricomus* ebendort.

R. ranunculi Peck. Auf *Ranunculus acer*. Desgl.

R. armoraciae Fuck. Auf *Cochlearia armoracia* in Gärten.

R. saxifragae Syd. Auf *Saxifraga granulata* mehrfach.

R. ulmariae Cooke. Auf *Filipendula ulmaria* bei Wisselsheim.

R. gei (Eliass.) Lindr. Auf *Geum urbanum* im Park, 4. 5. 1898, det. P. Magnus.

R. Tulasnei Sacc. Auf Gartenerdbeeren.

R. arvensis Sacc. Auf *Potentilla anserina* bei Ziegenberg.

R. geranii (West.) Fuck. Auf *Geranium pusillum*, Obstgärten, Gradierwerke, Schwalheim, Rödgen, häufig; auf *Erodium cicutarium* bei Rödgen.

R. lactea (Desm.) Sacc. Auf *Viola odorata* im Park; auf *V. hirta* am Johannisberg.

R. punctiformis (Schlechtd.) v. Höhn. Auf *Epilobium parviflorum* bei Schwalheim und Rödgen; auf *E. montanum* im Hochwald; auf *E. angustifolium* im Tannenwald bei Ockstadt.

R. heraclei (Oud.) Sacc. Auf *Heracleum sphondylium*, Obstgärten, Tannenwald bei Ockstadt, Niedermörlen.

R. ajugae (Niessl.) Sacc. Auf *Ajuga reptans*, Tannenwald bei Ockstadt.

R. menthicola Sacc. Auf *Mentha silvestris* bei Ziegenberg.

R. variabilis Fuck. Auf *Verbascum lychnitis* bei Rödgen; auf *V. thapsiforme*, ebendort.

R. melampyrina Massal. Auf *Melampyrum pratense* bei Ziegenberg, 13. 9. 1898; neu für Deutschland!

R. plantaginea Sacc. et Berl. Auf *Plantago media* bei Schwalheim; auf *P. lanceolata*, Gradierwerk und Rödgen.

R. sambucina Sacc. Auf *Sambucus nigra* bei Wisselsheim, Rödgen, Ockstadt, Ziegenberg.

R. adoxae (Rabenh.) Karst. Auf *Adoxa moschatellina* im Park.

R. valerianae (Speg.) Sacc. Auf *Valeriana officinalis* im Tannenwald bei Ockstadt.

R. tricherae Lindr. Auf *Knautia arvensis* beim Frauenwald, det. G. Lindau.

R. knautiae (Mass.) Bubák. Desgl. auf Äckern zwischen Johannisberg und Frauenwald.

R. macrospora Fres. Auf *Campanula glomerata* bei Rödgen.

R. phyteumatis Sacc. Auf *Phyteuma nigrum* im Frauenwald.

R. cupulariae Passer. Auf *Inula conyza* bei Steinfurth.

R. cardui Karst. Auf *Carduus nutans* bei Niedermörlen.

R. onopordi Massal. Auf *Onopordon acanthium* bei der Gasanstalt, bei Schwalheim und Rödgen.

R. lampsanae (Desm.) Sacc. Auf *Lampsana communis* im Hochwald und bei Ziegenberg.

R. picridis Fautr. et Roum. Auf *Picris hieracioides* bei Rödgen, Schwalheim und Ziegenberg.

R. hieracii (Bäuml.) Jaap. Auf *Hieracium boreale* am Johannisberg.

R. taraxaci Karst. Auf *Taraxacum officinale* an vielen Stellen.

Cercosporella pastinacae Karst. Auf *Pastinaca sativa*, Obstgärten.

b) Dematiaceae.

Hadrotrichum virescens Sacc. et Roum. Auf lebenden Blättern von *Agrostis alba* im Hochwald.

Sarcopodium roseum (Corda) Fr. Am basalen Teil alter Stengel von *Onobrychis viciaefolia*, Johannisberg; auf *Galium mollugo*, ebendort. — Sporen stäbchenförmig, 9—10 ⩻ 2 μ groß, farblos, einzellig, mit einem

Ölkörper an den Enden: Träger büschelig, einfach, farblos, 30—40 μ lang mit endständigen Konidien.

Fusicladium radiosum (Lib.) Lind. S. bei Venturia tremulae!

F. dendriticum (Wallr.) Fuck. S. bei Venturia inaequalis!

F. pirinum (Lib.) Fuck. S. bei V. pirina!

Scolicotrichum graminis Fuck. Auf *Glyceria fluitans* beim Frauenwald.

Polythrincium trifolii Kze. Auf *Trifolium repens* bei den Waldteichen, bei Niedermörlen.

Cladosporium aecidiicola Thüm. Auf *Puccinia* an *Teucrium scorodonia*, Johannisberg.

C. exoasci Ellis, Lindau. Auf *Exoascus deformans* an *Persica vulgaris*.

C. typharum Desm. An faulenden Blättern von *Typha latifolia*, Waldteiche.

C. Martianoffiana Thüm. Auf faulenden Pappelnblättern im Park, det. G. Lindau.

Helminthosporium macrosporum Grev. Am Grunde dürrer Stämme von *Sarothamnus scoparius*, Frauenwald. — Sporen bis 85 ⩽ 18 μ groß.

Coniothecium effusum Corda. Auf faulenden Ästen von *Acer pseudoplatanus* im Park.

C. amentaceum Corda. An dürren Zweigen von *Salix caprea* im Hochwald.

C. betulinum Corda. An dürren Zweigen von *Betula verrucosa* im Park?

Fumago vagans Pers. S. bei Apiosporium!

Cercospora beticola Sacc. Auf *Beta vulgaris*, Gartenländereien, auch in Niedermörlen.

C. armoraciae Sacc. Auf *Cochlearia armoracia* in Gärten.

C. resedae Fuck. Auf *Reseda luteola* bei Wisselsheim.

C. mercurialis Passer. Auf *Mercurialis annua* in Gärten, sehr häufig.

C. microsora Sacc. Auf *Tilia cordata* bei Ziegenberg, häufig.

C. scandicearum P. Magn. Auf *Anthriscus silvestris* an mehreren Stellen.

C. periclymeni Wint. Auf *Lonicera periclymenum* im Hochwald. — In Deutschland bisher nur aus Sachsen durch Krieger bekannt geworden, wurde jedoch von mir auch bei Triglitz in der Prignitz gesammelt. Die Sporen sind bis 60 μ lang und fallen leicht ab, weshalb dann die sichere Bestimmung des Pilzes nicht immer gelingt.

C. depazeoides (Desm.) Sacc. Auf *Sambucus nigra* im Park. Man vergl. die Bemerkung bei Lindau, Pilze Deutschl., Bd. IX, p. 135!

C. ferruginea Fuck. Auf *Artemisia vulgaris* bei Ziegenberg, Steinfurth, Wisselsheim, Schwalheim.

c) Stilbaceae.

Isariopsis alborosella (Desm.) Sacc. Auf *Cerastium caespitosum*, Obstgärten.

d) Tuberculariaceae.

Fusarium pyrochroum (Desm.) Sacc. Auf dürren Zweigen von *Sambucus nigra* im Hochwald.

Linodochium hyalinum (Lib.) v. Höhn. Auf alten Kiefernnadeln im Frauenwald bei Ockstadt.

Vermicularia dematium (Pers.) Fr. An faulenden Stengeln von *Valeriana officinalis*, Frauenwald; von *Onobrychis viciaefolia* und *Eryngium campestre* am Johannisberg. — Sporen bis 24 ⩽ 3,5 µ groß.

V. trichella Fr. An faulenden Blättern von *Hedera helix* in Gärten.

V. culmifraga Fr., v. aff. An faulenden Halmen von *Dactylis glomerata* am Goldstein. — Sporen bis 22 ⩽ 3,5 µ groß.

On the Fungi of the Soil.

Part II.

Fungi from chalky soil, uncultivated mountain peat, and the „black earth" of the reclaimed fenland.

By Elizabeth Dale (Garden Steward of Girton College, Cambridge).

(With Plates I—V.)

In a previous paper[1]) descriptions were given of fungi obtained from two samples of sandy soil from the Experimental Farm at Woburn Sands in Bedfordshire.

The work has now been continued by an examination of the fungous flora of three other samples of soil (1) chalk, (2) uncultivated mountain peat, and (3) the „black earth" of the reclaimed fenland.

1. The first of these, (indicated as „C") was obtained from the Gog Magog Hills near Cambridge. The sample was taken from a wheat field to avoid land which had been freshly manured. It was collected at the beginning of May 1912, after a long drought.

2. The second sample (indicated by „D") was kindly obtained for me in May 1912 by Mr. Grierson, of Tarbet, Loch Lomond, who collected it at a height of 600 feet above Loch Lomond, from a hill which had never been cultivated. The sample was wet and spongy, and made up chiefly of mosses and roots, compacted into a solid mass.

3. The third sample (marked „E") was sent to me from a farm near Ely, where it was collected in a field planted with a crop of celery. The soil is reclaimed fen-land, and is known as „black earth". When sent in June 1912, it was light and dry, almost powdery, and very dark in colour.

In isolating the fungi from these samples, the same methods were employed which were used in examining the sandy soil.

The cultures were grown on raisin extract or beer-wort, in gelatine or agar, and also on sterilized bread, carrot, and potato.

The first plates made from samples of chalk, were liquefied more quickly than those from the other soils. This may be due to the fact that the chalk would be more alkaline than sand or peat.

[1]) Dale: „On the Fungi of the Soil", I. Sandy Soil; Annales Mycologici, Vol. X, No. 5, p. 452, 1912.

The fungi from each sample will be considered separately, the genera being taken in the same order as in the paper on sandy soil.

In describing the species of *Aspergillus*, *Penicillium* and *Fusarium*, those obtained from sandy soil will be included, as I have now received from Dr. Thom his opinion on my determinations of *Penicillium* and *Aspergillus*, and I have been able to study more fully the species of *Fusarium*.

Fungi from Chalky Soil.

List of genera.

1. Mucor.
2. Absidia.
3. Trichoderma.
4. Aspergillus.
5. Penicillium.
6. Scopulariopsis.
7. Botrytis.
8. Torula.
9. Synsporium.
10. Dematium.
11. Cladosporium.
12. Macrosporium.
13. Alternaria.
14. Fusarium.
15. Ozonium [Sepedonium?]
16. Sterile white mycelium — probably a Basidiomycete.

List of Species from Chalky Soil.

1. Mucor rufescens or rubens (Fischer).
2. Mucor Glomerula (Bainier) Lendner. (C. 8.)
3. Mucor racemosus (Fres.). (C. 9.)
4. Mucor Lausannensis (Lendner). (C. 10.)
5. Mucor sphaerosporus (Hagem).
6. Absidia glauca (Hagem).
7. Trichoderma sp.
8. Aspergillus globosus? (Jensen).
9. Penicillium expansum (Link emend. Thom).
10. Penicillium terrestre? (Jensen).
11. Penicillium (n. sp.?)
12. Penicillium sp.
13. Penicillium lilacinum (Thom).
14. Penicillium patulum? or Monilia candida?
15. [Scopulariopsis rufulus (Bainier)] [1]).
16. Scopulariopsis repens (Bainier).
17. Scopulariopsis communis (Bainier).
18. Botrytis cinerea (Pers.).
19. Torula sp.
20. Synsporium biguttatum (Preuss).
21. Dematium sp.

[1]) From Sandy Soil.

22. Cladosporium herbarum.
23. Cladosporium epiphyllum.
24. Macrosporium [instipitatum?]
25. Alternaria [tenuis?]
26. Fusarium sp.
27. Fusarium rubiginosum? (Appel).
28. Ozonium? or Sepedonium chrysospermum (Bull.)?
29. Sterile mycelium, probably a Basidiomycete.

1. Mucor rufescens or rubens.

This was like the form obtained from sandy soil, but I was never able to isolate it in pure culture.

2. Mucor Glomerula (Lendner) (Bainier) (C. 8).

Syn.: *Glomerula repens* (Bainier).

This species was first described and figured by Bainier[1]) as a new genus and species under the name *Glomerula repens*. It seems to me, however, that Lendner is correct in placing it in the genus *Mucor*. It grows with extreme rapidity and vigour. The young culture is pure white, and only darkens slightly with age. The species is very characteristic although variable. It may be tall (several cms.) or very short (a few mm). Frequently both forms appear in the same culture. When tall the sporangiophores branch at the top into a cluster of short branches which may again branch. In contact with glass these branches spread out like the rhizoids of *Rhizopus*, and many remain sterile. When they are shorter there is a terminal sporangium surrounded by a verticil of secondary sporangia. The terminal sporangium is the oldest and generally has a longer sporangiophore, but not always. The length of the secondary branches varies considerably so that the cluster of sporangia which they bear may be dense or loose.

The sporangia are round and encrusted with lime, which gives them a dull opaque appearance when examined under a hand lens. In size they are about 70 u in diameter. The *wall* is diffluent. The *spores* are round, and vary in size but are usually small (2—4 μ). When visiting Geneva last year I showed this form to Professor Lendner, who considers that it is not *M. Glomerula* but a cymo-Mucor, with oval spores which are very variable in shape and size. He regards it as very near, if not identical with *M. heterosporus sibiricus* (Schostak.) from which it differs by the absence of chlamydospores on the sporangiophores and their presence on the mycelium. I have, however, carefully examined and compared my

[1]) Bainier. Sur quelques espèces de Mucorinées nouvelles ou peu connues Bull. Soc. Myc. Fr. t. XIX, 1903, p. 154.

cultures with the figures of Bainier's *Glomerula repens* and of Schostakowitsch's *M. heterosporus sibiricus* and it seems to me to agree in every particular with Bainier's species. The formation of branching rhizoid-like sporangiophores in contact with a surface such as glass is very characteristic and is not described by Schostakowitsch in *M. heterosporus sibiricus* as it is by Bainier in *Glomerula repens*. The species is very variable, and the culture I shewed to Professor Lendner may have been the form which more nearly resembles *M. heterosporus sibiricus* (Schostak.)[1]).

3. **Mucor racemosus** (Fres.) (C. 9).

This is the typical form, like that obtained from sandy soil.

4. **Mucor Lausannensis** (Lendner) (C. 10).

This form in culture is silvery white and then grey. It branches slightly, sympodially, but only once or twice, the branches being all long and growing to about an equal level. The sporangiophores are about a cm. or more in height.

The sporangia are at first colourless and then dark. When seen under a hand lens they are smooth and shining. They are round and vary in size from 15 to 80 μ, the average being about 30—40 μ. The wall is diffluent. The columella is grey in colour and generally roundish with a slight collar. The spores are oval, or nearly round, and small 1—2 μ by 5—8 μ, the average being 5 μ. Abundant chlamydospores are produced in the vegetative mycelium. They are about 15—30 μ in diameter.

I had thought that this species was *M. sylvaticus* Hagem, but Professor Lendner identified it as *M. Lausannensis* Lendner, a form first found by him near Lausanne.

5. **Mucor sphaerosporus** (Hagem).

This form is the same as that found in sandy soil, but is peculiar in shewing still more marked differences in the sizes of the sporangia even on one and the same sporangiophore. The columellae are markedly egg-shaped. As in the form from sandy soil some sporangia were very small, or reduced to a sporangiole. The spherical spores also vary in size, but are not so heteromorphic. Chlamydospores are abundant both in the vegetative mycelium and in the sporangiophores.

6. **Absidia glauca** (Hagem).

This species is in young cultures at once distinguished from *Absidia orchidis*, which in many respects it closely resembles, by its characteristic blue-green colour, whereas that of *A. orchidis* is a delicate violet.

[1]) Since writing the above I have sent a culture of this *Mucor* to Prof. Bainier who says it is identical with the form described by him as *Glomerula*.

A. glauca was first described by Hagem and found by him in humous earth in Sweden.

My cultures agree in every respect with the descriptions and figures given by Hagem, but I obtained no zygospores, very likely because the species is heterothallic. In habit and morphological characters this form resembles *A. orchidis* as may be seen by comparing the figures of the two species (figs. 1 to 3). The columella is in some cases prolonged into an apical process (fig. 3, a and b).

7. **Trichoderma?** (C. 26).

This form seems to be identical with that which I obtained from sandy soil and provisionally identified as *Trichoderma album*.

In gelatine cultures it liquefies the gelatine with evolution of ammoniacal odour. When submerged the mycelium is a deep orange colour and forms no spores. Like the other species of *Trichoderma* I have grown, it creeps up the dry sides of the plate and forms spores there.

On carrot the culture is brownish or tawny yellow and later it becomes a pale dove grey and exudes bright red drops from the surface of the culture.

On agar it is a greeny-yellow colour and forms dense masses of white or grey-green spores.

On carrot the masses of spores are purplish grey when old. Drops of brownish-crimson fluid are excreted which stain the water in the cotton wool plugs.

Examined microscopically a young mycelium is seen to consist of very thin hyphae and to bear dense tufts of spores either on lateral or terminal branches, which are very irregularly branched (fig. 4). The spores are very small, angular (usually more or less triangular) and pointed at the attached end. They are yellow or colourless (fig. 5). The mycelium is white or bright yellow.

In an older culture on carrot some of the mycelium becomes brown and the hyphae are much wider and thicker-walled. It is divided into segments which are swollen at the ends, and it branches at wide angles, bearing yellowish-brown spores in tufts (fig. 6). There are also parallel strands of thin yellow hyphae bearing loose branches with tufts of colourless or pale yellow spores.

8. **Aspergillus** globosus (Jensen) C. 31.

Syn.: *A. versicolor* (Vuillemin).

This species is the same as that found in sandy soil and briefly described on p. 462 of my previous paper. Dr. Thom now considers that it is near, if not identical with, the form described by Jensen[1] as a new

[1]) Jensen. Fungous Flora of the Soil. Cornell, June 1912, p. 482.

species under the name *A. globosus*. In my cultures this species is very variable and is characterized by having two distinct types of conidiophores, with transitional forms between the two types. One type is small and like that of *Penicillium*, and the other large and like that of *Aspergillus*. The spores in all cases are similar in size and shape. At first I thought that the culture was mixed, but a careful examination shewed the two types of conidiophore on one and the same hypha (fig. 7). The penicillioid type may consist of a single chain of spores on a simple hypha, or several chains on a conidiophore of variable length (fig. 7). In some cases there are two or three, or more, sterigmata on the end of a slightly swollen conidiophore (figs. 8, 9). Finally there is the true *Aspergillus* type, with a long, thick erect conidiophore, ending in a globular head covered with sterigmata. The sterigmata may be simple and globular (fig. 10) or elongated and more or less nearly club-shaped (figs. 12 and 13), or they may branch and bear several secondary sterigmata (fig. 14).

The mature spores are always thick-walled, spherical, slightly rough, and of a brownish yellow colour (fig. 8). The species seems to be identical with that found in the samples of Peat and of Black Earth.

Aspergillus conicus (Blochwitz) (B. 42).

This form was described on page 465 of my previous paper, when I was doubtful as to whether it was a *Penicillium* or an *Aspergillus*.

The conidiophores are short and often sinuous, and there is no definite head. The apex of the conidiophore simply dilates. The wall is much thickened at the top, and thins away gradually. The head is often flattened at the apex, and the sterigmata are borne only on this flattened surface (figs. 15—19). The sterigmata are single and club-chaped and bear conidia in chains. The conidia are oval when young, but become spherical — or almost spherical — when old. They are generally separated by disjunctive cells. The walls are slightly rough and not very thick. Their colour is dark green or greeny-brown[1]) (fig. 20).

The Genus Penicillium.

In my former paper only the cultural characters of the forms of *Penicillium* were given. A few of the forms are still undetermined; others again seem to be transitional between *Penicillium* and *Monilia* especially

[1]) While this paper was being printed Dr. Blochwitz has kindly examined my species of *Aspergillus*. He confirms the determination of *A. globosus*, and says it is the same form as that described by Vuillemin as *A. versicolor*. Dr. Blochwitz also informs me that the small species of *Aspergilus* which I had determined as *A. clavatus* is *A. conicus* which is described by him in this volume of the Annales Mycologici.

the type originally called *P. brevicaule* by Saccardo, of which some forms have lately been separated by Bainier as a new genus which he has called *Scopulariopsis*. One form, at least, as was pointed out to me by Dr. Thom, has been described as *Monilia*. I propose first to consider those forms which are of the true *Penicillium* type, and then those which are more or less transitional.

Species of Penicillium from Sandy Soil.

Penicillium [?intricatum (Thom)] (No. A. 12).

As was stated in the former paper the conidiophores are short lateral branches, borne on radiating hyphae (fig. 21). Each branch generally bears a simple verticil of conidiiferous cells (figs. 22, 23). Occasionally, however, the conidiophore divides into two branches (fig. 24). The conidia are spherical, smooth and thin-walled (fig. 25). They vary in size. They are green in colour and, in old cultures, form long chains, but these do not form columns but irregular masses.

Dr. Thom considers this form most like, and perhaps identical with, a species obtained by him from soil, and described as a new species under the name *intricatum*.

Penicillium biforme (Thom) (No. A. 28).

This species is closely allied to the form next to be described, but in culture it is bluer and the other is greener, and when old this is grey and the other brown.

The conidiophores are long, septate, and either smooth or slightly rough (fig. 27). Near the top they divide, usually into two branches, each of which bears a group of 2 to 5 or more metulae, which are dilated (often considerably) at their upper ends, and each bears a verticil of conidiiferous cells (figs. 26—28). The conidia remain attached together in chains which radiate outwards irregularly. The conidia are smooth, spherical, thick-walled, and yellow-green in colour when ripe (fig. 29). This form has now been determined by Dr. Thom as *P. biforme* (Thom) or very closely related to it.

Penicillium cyclopium (Westling) (No. A. 29).

or **P. corymbiferum** (Westling).

This form differs from the preceding chiefly in the colour of the culture and also, morphologically, in having the chains of spores united into more regular columns. The conidiophores are usually rough (fig. 31) but occasionally are smooth (fig. 32). The vegetative mycelium is more robust and the hyphae are thicker. Both forms frequently have vesicular cells, not only in the mycelium but also in the conidial fructifications. The conidia are smooth and spherical (fig. 33).

Both species are well characterized by the granulated appearance of the conidiophores and usually also of the metulae, which in most species of Penicillium are smooth (figs. 30—33).

Dr. Thom regards this species as most probably *P. viridicatum* (Westling), but it seems to me to agree closely with *P. cyclopium* (Westling), of which I have obtained a culture from Amsterdam. It also closely resembles *P. corymbiferum* (Westling).

Citromyces glaber (Wehmer) (No. A. 30).

Syn.: *Penicillium glabrum* (Wehmer).

The conidiophores are upright, septate, and each bears a single verticil of conidiiferous cells (fig. 36) from which long chains of conidia are produced, and are united together in very long dense columns (fig. 35). The spores are spherical, smooth, or very slightly rough-walled when mature. The walls are rather thick and brownish in colour (fig. 37).

As before stated Dr. Thom regards this form as *Citromyces glaber* (Wehmer) which has been included in the genus *Penicillium* by Westling as *P. glabrum*. My cultures seem to agree with the descriptions and figures given of *Citromyces glaber*.

Penicillium rugulosum (Thom) (No. A. 39).

The conidiophores are upright, unseptate, and unbranched (fig. 38). At their ends they divide into two or more branches, bearing verticils of long slender metulae, which in turn bear verticils of long slender conidiiferous cells (fig. 40). These are all usually more or less closely adpressed, and the long chains of spores are united into very long dense columns (fig. 39). The conidia are very irregular in shape and size (fig. 41) but are always elongated, and generally pointed at one end, and occasionally at both. They are either smooth or, generally, rather rough, and of a golden green colour. In old cultures the mycelium is also golden green or even almost entirely yellow.

The species it well characterized by its mottled green and yellow colour in culture and by the shape and variable size of the conidia, and by the long and slender metulae and conidiiferous cells. Dr. Thom regards it as identical with the form described by him as *P. rugulosum*, though there are some minor points of difference.

Penicillium sp. (No. 41).

The cultures when young are pale greeny-grey on the surface, and the reverse is yellow. When old the surface is grey, the reverse a bright rusty-brown.

The conidiophores are long, and divide often dichotomously into numerous short branches at the top. Each branch bears a verticil of

conidiiferous cells from which are produced chains of conidia united into loose columns. The several branches bear distinct divergent columns, which, together, make a large compound head of conidia. The mode of branching is very characteristic (fig. 42).

The spores are spherical, thin-walled, and pale yellow in colour (fig. 43).

This species is still undetermined. Dr. Thom suggests that it may possibly be related to *P. patulum* (Bainier).

The Species from Chalk.

C. The Genus Penicillium.

Six species of this genus were found, all very distinct and well marked. They were sent, together with those from the other samples of soil to Dr. Thom, for comparison with his species, and for criticism of my determinations.

In most of the cultures each species was characterized by a different form of crystals in the medium. These crystals are an aid in distinguishing the different species.

9. Penicillium [expansum (Link) (and Thom)?] (No. C. 1).

This form is distinguished at once, as stated by Dr. Thom, by its marked fruity smell, which is specially noticeable in young and vigorous cultures. It agrees in other respects with the figures and descriptions given by Dr. Thom of *P. expansum*, except that my cultures seem to be rather lighter in colour, but that may be due to differences of media or in the amount of light or heat.

The culture is at first white, then pale grey-blue, never becoming very dark. The reverse is a brownish cream colour. Gelatine plates are rapidly liquefied. The colonies are not very dense and are low and „velvety". Acicular crystals are abundant, either large and solitary, or in radiating or irregular groups.

Examined microscopically the conidiophores, which are septate, are seen to bear irregular loose columns of spores. The conidiophores branch near the top, irregularly but often dichotomously, several times. The ultimate branches bear each a verticil of conidiiferous cells from which the chains of spores are produced. The conidiiferous cells have blunt ends (figs. 44—46).

The conidia are spherical, smooth and thin-walled. They vary little in size (fig. 47).

Dr. Thom considers that, although this form resembles *P. expansum* in many respects, it also differs in some points and may not be that species, but very closely allied.

10. **Penicillium** sp. (C. 2).

This form is in many respects peculiar both in culture and in morphological characters.

It grows slowly and frequently forms a dense white mycelium which does not bear conidia for some time. On the other hand conidia may be produced early and abundantly. Generally there is no odour but some cultures smell like a freshly gathered young mushroom. It liquefies gelatine very slowly or not at all.

The cultures are generally white for some weeks, ultimately becoming slightly grey or grey-green. The reverse is yellow-white then becoming yellowish-brown in patches.

The conidiophores are very long and septate (fig. 48). They divide at the top into numerous irregular branches. The walls of the conidiophores are generally rough, those of the branches smooth. Each ultimate branch bears a verticil of conidiiferous cells which taper at the ends and bear each a loose and not very long column of chains of conidia (fig. 49). The conidia are spherical and vary considerably in size. They are thick-walled and smooth (fig. 50).

Judging only by figures and description I identified this form as *P. caseicolum*, but Dr. Thom regards *P. caseicolum* (Bainier) as unquestionably *P. camemberti* var. *Rogeri* (Thom), which is only found on certain cheeses. Dr. Thom is still in doubt as to this form, but says it somewhat resembles *P. terrestre* (Jensen)[1]).

As the cultures do not all behave alike, I thought at first I was dealing with a mixture of forms, but Dr. Thom tells me that he received exactly the same mixture in a culture of *P. terrestre* from Jensen. In my opinion, however, my cultures do not agree with Jensen's descriptions.

11. **Penicillium** (n. sp. ?) (C. 3).

This species in culture soon becomes a rather dark grey on the top and a bright orange on the reverse, with a strong „mouldy" odour.

Older cultures become greeny-grey and finally a very dark ashy-brown. On bread a mass of spores which is nearly black is formed after a few months. The reverse becomes a dark yellowish brown. Gelatine is liquefied and the liquid has a deep yellow colour.

The conidiophores are very short and borne in succession along the main hyphae (fig. 51). They divide into two or more branches, which may again divide and bear a verticil of conidiiferous cells, usually dilated at the base and abruptly tapering towards the apex. The spores are produced in short diverging chains. The spores are frequently separated from one another by a connective of some length. They are spherical,

---

[1]) Jensen. Fungous Flora of the Soil. Cornell. June 1912.

thick-walled, and very spiny. When young they are colourless, when mature they are a dark brown (fig. 52).

The mycelium of an old culture has many vesicles.

This species has been determined by Dr. Thom as undoubtedly *P. cyclopium* (Westling) as he has compared my culture with some of Westling's and they agree in every particular.

The same species has been obtained both from peat (D. 1) and black earth (E. 3).

It seems to me to be also allied to another species obtained from peat and cultivated as D. 6 (cf. p. 38).

I have compared this species with the cultures of *P. cyclopium* in the Central Laboratory, and consider that it is not this form but may perhaps be a new species as the rough spores are so characteristic and unlike those of any other species I know.

12. **Penicillium** sp. (C. 4).

In culture this form is pale greeny blue and the reverse a bright orange. Later the upper surface becomes pale greeny grey and the lower a deep orange and finally dark reseda green on the surface. Gelatine becomes liquefied and short columnar crystals — either solitary or in clusters. — are formed in the medium.

The conidiophores are of variable length and are borne in succession on creeping hyphae (fig. 53). The septate conidiophores branch once or twice at the top and bear a verticil of conidiiferous cells either immediately or on another verticil of metulae. The conidia form divergent chains of spores which are spherical or nearly spherical, smooth, pale green and thick-walled. They are frequently separated by connectives, and do not vary much in size (figs. 54 and 55).

13. **Penicillium lilacinum** (Thom) (C. 14).

This form is at first white for some time, then a pale purple-pink or lilac, and when old, a dirty purplish-pink. The reverse is similar in colour.

It does not liquefy gelatine.

In a young culture the conidia are often formed in chains on solitary lateral hyphae (figs. 56 and 57), not differentiated into definite conidiophores, but often resembling conidiiferous cells borne directly on the main hyphae. In older cultures the short lateral conidiophores bear a single verticil of conidiiferous cells, or they may branch (figs 59—60). The spores are generally spherical but may be irregular in shape and variable in size (fig. 61). They generally lie in clusters round the ends of the conidiophores. Not infrequently the end of an upright hypha is so thickly covered with short conidiophores that a kind of compound conidial fructification is formed (fig. 60).

Dr. Thom regards this species as so close to the form which he described as *P. lilacinum* that he would regard it as the same.

14. Penicillium? (C. 13).

? Monilia candida (Bonorden).

This form is very distinct in culture. When young it grows very slowly but strongly, and is entirely submerged in a gelatine medium, which is not liquefied. The submerged mycelium is nearly white or of a very pale rusty pink colour. After some time a white aërial mycelium is produced which later becomes cream coloured and often grey-blue. It has a powdery surface and a conchoidal habit of growth, but it is a very variable species.

Morphologically the submerged mycelium consists of irregular hyphae, divided by numerous septa into short segments each of which dilates and divides into two branches with a more or less regular dichotomous appearance. This mycelium readily falls to pieces (fig. 62). The aërial mycelium is similar, but the segments are longer and more regular. Usually they are very sinuous (fig. 63). After some time, often not for weeks, conidia are formed on the ends of the aërial branches. At first there is no definite conidiophore, but the spores are formed in chains on the ends of solitary branches (fig. 63). Later these branches divide and form conidial fructifications of the ordinary Penicillium type (figs. 64, 66). The conidiophores are rough. The conidiiferous cells are blunt, and each gives rise to a long chain of spores, which are thin-walled, round, but very variable in size and often separated from one another by disjunctive hyphae of different lengths (fig. 66). The chains are generally united into dense columns.

I was unable to determine this species, which in the earlier stages resembles a *Monilia* both in the arrangement of the conidia, and in the presence of disjunctive cells. It may be connected with *Monilia candida* (Bonorden) which Lindau, in Rabenhorst's Kryptogamen-Flora[1]) regards as a doubtful form.

The Genus Scopulariopsis.

This genus was founded by Bainier[2]) and includes part of Saccardo's *Penicillium brevicaule*, together with some new forms, as well as certain old forms previously described under different names.

As Bainier pointed out the genus is intermediate between *Penicillium* and *Monilia*.

---

[1]) Rabenhorst. Kryptogamen-Flora, VIII. Abteilung p. 54, 1907.

[2]) Bainier. Mycothèque de l'Ecole de Pharmacie, XIV. *Scopulariopsis* (Penicillium pro parte), genre nouveau de Mucédinées. Bull. Soc. Myc. de France, vol. XXIII, p. 98, 1907

In culture it is recognised by its colour and habit. The species are all at first white, then pale cream or pinky coloured, and later grey or varying shades of brown. The habit is creeping and the species often climb over the sides of the petri dishes in which they are growing. They all liquefy gelatine with the production of a strongly ammoniacal odour. In mixed plates they are amongst the latest forms to appear, but they are easy to isolate as they creep over the earlier forms which have died down.

The conidia are produced on irregularly arranged branches which may be solitary at first, and then divide until they become more or less penicillioid in type. The spores vary in shape but nearly all are more or less irregular and have a flattened surface at the base where they were attached to the conidium below.

15. **Scopulariopsis rufulus** (Bainier) (A. 32).

syn.: *Monilia penicillioides* (Delacroix)
Monilia Koningi (Oudemans)
or *Scopulariopsis brevicaulis* (Bainier)
syn.: *Penicillium brevicaule* (Saccardo).

This form was described in my previous paper as *Monilia Koningi*, but, as Dr. Thom has since pointed out to me, it is probably identical with *Penicillium brevicaule* (Saccardo), part of which Bainier has placed in his new genus *Scopulariopsis*. I am, however, now inclined to regard it as *Scopulariopsis rufulus* (Bainier) as *S. brevicaulis* is reddish in culture, whereas *S. rufulus* is cream coloured, like the form now under consideration. Professor Bainier has kindly examined my species and also regards it as distinct from *S. brevicaulis*.

I have no doubt that the present species is identical with that described by Delacroix as *Monilia penicillioides*.

In his studies of species of *Penicillium*, Dr. Thom left this form as *Penicillium brevicaule* provisionally, while recognizing that its relationship to the typical species of *Penicillium* was not close.

Bainier separated it from *Penicillium* on account of its affinities with the species included in his new genus *Scopulariopsis*.

A comparison of Delacroix's description and figures of *Monilia penicillioides*[1]) and Oudemans of *Monilia Koningi* leaves no doubt that they are dealing with one and the same species which is also identical with this one obtained from sandy soil.

There seems to be no doubt that it is to be regarded as *Scopulariopsis*, and most likely as the species *rufulus*, though it may be *brevicaulis*.

---

[1]) Delacroix. Quelques Espèces Nouvelles. Bull. Soc. Myc. de France. Vol. XIII, p. 114, 1897; Pl. IX, fig. B 1, B 2, B 3.

16. **Scopulariopsis repens** (C. 27).

This form is near *Scopulariopsis brevicaulis*, but has larger, rounder and more echinulate spores.

In culture it is at first white, then cream-coloured, and finally a deep chocolate brown. On carrot an old culture becomes nearly black.

The conidiophores are in irregular groups (fig. 67). The conidiiferous cells are blunt at the apex (fig. 68) and the conidia are rounded off from them and remain in chains (fig. 69). In colour they are pale brown or ruddy. Frequently they are separated by disjunctive cells. Each spore is round, thick-walled and echinulate, and very uniform in size Prof. Bainier considers that this form only differs by its colour from *S. rufulus*.

17. **Scopulariopsis communis** (Bainier) (C. 28).

The culture is white, then cream-coloured, never becoming dark. Like the other forms it liquefies gelatine with the evolution of an ammoniacal odour.

The conidiophores are short lateral branches which are at first solitary and bear each a single conidiiferous cell. Later other conidiiferous cells are formed or the conidiophore may bear short metulae producing conidiiferous cells, until a dense mass is formed (figs. 71—73). The conidia are in chains. Each is oval, smooth, rather thick-walled, and cream or tawny coloured (fig. 74). Prof. Bainier confirms my determination.

18. **Botrytis cinerea** (Pers.)? (C. 23).

This species is apparently the same species as that obtained from sandy soil, and is most likely *cinerea*, but it produced only thin branching conidiophores, bearing clusters of spores at more or less regular intervals along its length. The culture is greyish brown and thin, as the conidiophores are scanty and loose. Thick masses of dark green sclerotia are formed on the sides of the culture tubes.

19. **Torula?** (C. 30).

This form was like that obtained from sandy soil and was therefore not kept in culture.

20. **Synsporium biguttatum** (Preuss) (C. 19).

This is a curious little mould. It forms a scanty mycelium creeping upon the medium, or rising slightly above it in thin straggling branches (fig. 75). In the former case the numerous conidiophores are erect, in the latter they are irregularly arranged. In both cases they are usually branched, especially when old. Growth is not very rapid, and spores are not formed for about a week. They arise in the following manner. The conidiophore, which is septate, swells at the end into an oval head;

on this are formed, in succession, the sterigmata, from which bud out the spores, first as almost spherical and then as cylindrical outgrowths (figs. 76—77). Apparently only one spore is formed on each sterigma, but fresh sterigmata are produced until a globular head of spores is formed (fig. 78). The ripe spores are usually oval, but not infrequently round. They are dark brown or nearly black, unicellular, with thick walls (fig. 79). The mycelium is thick-walled, branching, septate and brown.

21. **Dematium** (C. 15).

Apparently this species is the same as that obtained from sandy soil. It forms creeping colonies of a dark green colour, sometimes rising up into coremium-like masses. Dark sclerotia are formed in parallel strands of hyphae.

22 and 23. **Cladosporium** (C. 12).

Two species were found, viz. *Cladosporium herbarum* and *C. epiphyllum*, which have been already described amongst the forms obtained from sandy soil.

24. **Macrosporium** sp. (C. 21).

This form consists of a septate brown mycelium, branching but slightly, and bearing at the end of each branch a large compound spore. These spores are only formed in summer or occasionally in an incubator in winter. In autumn masses of dark brown or black sclerotia are formed (fig. 80).

The spores are at first unicellular and then divide into two, each of these again becoming irregularly divided into a varying number of cells. Later some of these cells put out hyphae which may bear other spores (figs. 81—84).

25. **Alternaria tenuis** (Nees, Syst.) (C. 22).

This is a thin delicate form with branches of elongated brown spores born on a small brown mycelium. It is smaller and browner than the species obtained from sandy soil, and seems to be *A. tenuis*.

Species of Fusarium from Sandy Soil.

Fusarium Solani (Mont.) (A. 11).

Since the publication of my first paper I have compared the two species of *Fusarium* from sandy soil with some cultures sent to me from the Central Laboratory in Amsterdam. I have no doubt that the form identified as *F. Solani* is correctly determined as it agrees in every detail with the culture from Amsterdam.

The conidia are either small and unicellular or divided by 1 to 4 walls into 2 to 5 cells. The small conidia are oval or elongated, the larger ones are of the typical sickle shape. Chlamydospores are abundant.

Fusarium rubiginosum (Appel) (A. 2).

As stated in my former paper this form is probably that described by Appel and Wollenweber[1]) as *Fusarium rubiginosum.*

It forms spores in balls as well as those produced in great abundance from pycnidia. As in *F. Solani* there are both small unicellular spores, and long multicellular, with 4 to 5 transverse walls. Chlamydospores are formed on the mycelium.

26. **Fusarium** sp. (C. 6).

Two species of Fusarium have been isolated from chalk, one a pale salmon pink, the other a deep crimson and orange, when grown in daylight.

The salmon-pink form is, like all the other species I have grown, at first white. Later it becomes a very pale salmon-pink. In my cultures it never forms many spores. The mycelium is septate and branched. The short segments frequently dilate into large vesicles, especially on the ends of the branches. The hyphae often form parallel strands.

The spores are formed on the ends of loosely branching hyphae. When mature they are slightly bent, and divided by transverse walls into 3 to 5 cells.

27. **Fusarium rubiginosum?** (Appel) (C. 7).

This species closely resembles, and is perhaps identical with, one of those (A. 2) obtained from sandy soil, and provisionally identified as *F. rubiginosum* (Appel). The mycelium is white at first and then deep pink or crimson, with orange-coloured patches which are groups of spores. The spores are formed on short lateral branches and remain in dense groups or rounded balls. Each spore is long and pointed at each end. There are 5 or more, usually 6, segments. In old spores the median segments are often dilated.

28. **Ozonium.**

? Sepedonium chrysospermum (Bull.)

This was not again brought into cultivation. As in sandy soil, it occurred in association with *Mucor rufescens* upon which it was parasitic.

Since publishing my first paper I have felt doubtful if this form is really an *Ozonium*, as it has so many resemblances to the figure and description of *Sepedonium chrysospermum* (Bull.)[2]).

29. **Sterile white mycelium** (C. 5).

So far, after more than a year of culture, no spores have been found, though the mycelium grows well. It is always pure white and has a

[1]) Appel und Wollenweber. Grundlagen einer Monographie der Gattung *Fusarium* (Link). Arb. Kais. Biol. Anst. Land- und Forstw. 8, 141—156, 1910.

[2]) Rabenhorst's Kryptogamen-Flora. Band I, 8, p. 219.

creeping radiating manner of growth. It does not liquefy gelatine. It may perhaps be the mycelium of a Basidiomycete.

D. Fungi obtained from Peat.

This sample was obtained for me by Mr. Grierson, of Tarbet, who collected it, 600 feet above Loch Lomond, from a hill which had never been cultivated. The sample was wet and spongy, and made up chiefly of mosses and roots. Ten grams were taken from the centre of the block, with sterile implements, to avoid introducing foreign species. The first plate of each set soon became liquid with bacteria, but the others only contained enough bacteria to liquefy the gelatine in pools. Only one species of *Mucor* was isolated with certainty. The fungous flora was not so abundant as in the other samples of soil, the most abundant genus being *Penicillium*, presumably because this genus can grow on a more acid medium than some fungi. Three species of *Cladosporium* were isolated, and a single species of the other genera in the following list.

List of genera from Peat (D.).

1. Mucor.
2. Thamnidium.
3. Trichoderma.
4. Aspergillus.
5. Penicillium.
6. Scopulariopsis.
7. Sporotrichum.
8. Dematium.
9. Cladosporium.
10. Macrosporium.
11. Alternaria.
12. Fusarium.
13. Bright green mycelium.

List of Species from Peat (D.).

1. Mucor Lausannensis (Lendner).
2. Thamnidium elegans (Link).
3. Trichoderma lignorum (Tode).
4. Aspergillus repens (de Bary).
5. Aspergillus globosus (Jensen).
6. Penicillium n. sp.?
7. Penicillium = Dr. Thom's No. 29.
8. Penicillium stoloniferum (Thom).
9. Penicillium lividum (Westling).
10. ? Penicillium sp.
11. Scopulariopsis rufulus [or brevicaulis]? (Bainier)].
12. Sporotrichum roseum? (Link).
13. Dematium sp.
14. Cladosporium herbarum.
15. Cladosporium epiphyllum.
16. Cladosporium sp.
17. Macrosporium [instipitatum?].

18. Macrosporium cladosporioides (Desm.).
19. Fusarium sp.
20. Bright green mycelium.

1. **Mucor Lausannensis** (Lendner).

This is in every respect like the form obtained from chalky soil It is the only species of Mucor which was found with certainty in the peat, as the *M. glomerula* which appeared in some of the plates was probably a contamination, since it occurred as such in other cultures at the same time. The scarcity of Mucors in this sample made the work of isolating the smaller forms much easier and more quickly done than in the case of the two soils previously examined.

This species was kindly determined for me by Professor Lendner.

2. **Thamnidium elegans** (Link).

This form appeared rather late, considering that it is one which grows very rapidly. It is therefore possible that it may have been introduced from the air and not have been originally in the peat.

It forms sporangia in two days. In a gelatine plate these are entirely, or almost entirely, the small sporangia borne on short sporangiophores which branch dichotomously at the top, with great regularity, bearing a small sporangium at the ultimate end of each branch. These sporangia only contain a few spores each, in some cases only one or two, but the spores are all of the same size.

On bread the majority of the sporangia are large and borne on tall, unbranched, erect sporangiophores (fig. 114a and b). On some of these the small branched sporangiophores occur as lateral branches, and, in one instance I saw such a branch growing out of a columella.

The sporangia are round and the wall is diffluent. The columella is oval and has a collar (114a and b).

3. **Trichoderma lignorum** (Tode) (D. 7).

This species is somewhat similar to that obtained from sandy soil and determined as *T. Koningi*. The present species is distinguished by its looser habit of growth, by the smaller groups of spores, which are at first colourless, then yellow, passing into bright green. The mature spores are echinulate, round and green (fig. 86). It grows fairly rapidly and, like the other species, grows best on a rather dry substratum and climbs up the sides of the culture dish. The spores are formed singly, but cling together in little heads round the end of each of the more or less verticillately arranged branches. The sterigmata are usually swollen when young (fig. 85).

4. **Aspergillus repens** (de Bary).

There is nothing special to note about this form, which was also obtained from sandy soil.

5. **Aspergillus globosus** (Jensen) (D. 23).

This form is the same as that found in Chalky and Sandy Soil (cf. p. 37).

6. **Penicillium** (n. sp.?) (D. 1).

This form so closely resembles that obtained from chalk and numbered as C. 3, and also from black earth and numbered E. 3, that I should regard them as identical but Dr. Thom, who considers C. 3 to be *P. cyclopium*, is of the opinion that the present form may be regarded as a variety which he suggests might be named *minor* on account of its conidiophores, which are shorter than those in C. 3 and E. 3. The differences, however, seem to me so slight as to be probably only cultural.

A comparison of the figures of the different forms shews the similarity.

Dr. Thom describes the conidiophores in D. 1 as slightly granular, but smooth in C. 3 in the cultures he made from those J sent him.

The conidiophores in my cultures are short lateral branches which usually divide into 2 or more metulae which bear verticils of conidiiferous cells, the whole sometimes forming a dense head (figs. 88, 89). The conidia do not remain long in chains but form a group round the fructification (fig. 88). They are rough-walled, spherical, colourless when young, dark-brown when old. The spores frequently shew connectives which may persist on the conidiiferous cells when the conidia have fallen (fig. 90). The conidiiferous cells are dilated (fig. 89).

7. **Penicillium sp.** (D. 2) = Dr. Thom's No. 29.

This is without any doubt, as Dr. Thom agrees, the same form which he has described as 'No. 29'. It is well characterized by the production of large numbers of pink sclerotia and comparatively small quantities of pale grey green conidia. It was first found by Dr. Thom at Storrs, Conn: U. S. A., growing on a decaying mushroom. It forms extremely long dense columns of spores which may be seen with a hand lens. My cultures agree in every respect with the descriptions and figures given by Dr. Thom (figs. 91—93). Squarish crystals with two four-sided pyramids were abundant in the liquefied medium.

When grown on sterile bread, practically no conidia are formed, but enormous masses of pink sclerotia, so that the culture assumes a deep salmon pink colour which does not change after many weeks or even months. In my cultures, as in Dr. Thom's the sclerotia never developed further, and no perithecia were ever seen.

The conidiophores are septate and solitary (fig. 91). They are often slightly dilated at the apex. The conidiiferous cells form a single verticil, and give rise to chains of conidia which unite into very long dense columns (figs. 91, 92).

The spores are slightly oval, or round; smooth or very slightly rough; pale green in colour (fig. 93).

The sclerotia are at first white, then pale salmon pink. In shape they are round, bean-shaped or irregular.

8. **Penicillium stoloniferum** (Thom) (D. 3).

This species is pale greeny-bluey-grey in young cultures, with a yellowy-cream reverse. Later the surface becomes dark greeny-grey, but the reverse remains light in colour. It liquefies gelatine. The surface is smooth and short.

The conidiophores are upright and comparatively short. At the top they divide in several irregular branches with verticils of metulae and conidiiferous cells (fig. 94). The spores are spherical or slightly elliptical, smooth or only very slightly rough, pale greeny-brown in colour, and thin-walled (fig. 95).

The mycelium is very septate and branches considerably. It is somewhat vesicular.

Dr. Thom considers that this form is either identical with his *P. stoloniferum* or very closely related to it.

9. **Penicillium lividum** (Westling) (D. 4).

In culture this species is a characteristic deep blue, soon becoming a very dark blue-green. The reverse is cream-coloured. Gelatine is liquefied and the liquid is of a yellow-brown colour.

The conidiophores are upright, solitary, or very rarely branched. They are septate and dilated at the apex into an Aspergillus-like head, bearing a verticil of conidiiferous cells (figs. 96, 97). The conidia form chains with connectives between the spores which are round, slightly rough when ripe, and thin-walled (fig. 98). Their colour is green, yellow at first, then dark greeny-blue. Before germination they swell considerably. In old cultures the conidiiferous cells often appear pointed at the apex (fig. 97). They are at first yellow brown, but when old they become colourless. Apparently the colour passes out of them into the conidia.

Dr. Thom believes this species to be that described by Westling as *P. lividum*.

10. **Penicillium? sp.** (D. 6).

This species grows rather slowly and only forms a flat thin culture spreading over the gelatine which does not become liquid. It is at first white, later becoming grey-brown, finally dark ash-grey. The reverse

is uncoloured. The conidiophores are short, unseptate, thin, erect branches rising from the creeping septate and rather thick vegetative mycelium (figs. 99, 100).

They sometimes branch irregularly, but the branches do not become cut off by septa. The conidiiferous cells may or may not be divided by septa from the conidiophore. They are much dilated and bear very short chains of spiny thick-walled conidia, which are dark-brown when ripe (fig. 101).

This species resembles in many ways C. 3 and D. 1 but is also clearly distinguished from them. It resembles them in having short conidiophores which branch at the top, dilated conidiiferous cells, and rough dark spores. It differs from them in having no septa in the conidiophores or their branches, in not having connectives, and in not liquefying gelatine.

By its short unseptate conidiophores, dilated sterigmata, and clusters of spores, this form shows resemblances to the genus *Trichoderma*, as may be seen by comparing figure 99—101 with figure 85.

11. **Scopulariopsis rufulus** (Bainier) (D. 17).

Or **S. brevicaulis.**

This form so closely resembles A. 32, as probably to be identical (cf. p. 45).

The culture is at first white, then pale cinnamon or deep cream-colour. The mature spores are generally round, almost colourless, and sometimes slightly rough.

12. **Sporotrichum roseum?** (Link) (D. 5).

This is a small but variable and rather slowly growing form. In a gelatine culture the mycelium is at first submerged and of a dirty white or purple-grey colour. It consists of a branching vegetative mycelium, which is never abundant and very slightly, if at all, septate (fig. 102). Spores are formed in dense tufts at the ends of short lateral (fig. 103a) or terminal (134b and c) branches. The spores are produced in great numbers singly, and soon become detached and lie round the ends of the spore-bearing branches. This may, however, be due to the fact that they are formed within the gelatine, which remains solid. The spores are elongated and contain one or two oil drops (fig. 103).

In older cultures an aerial mycelium is formed which is generally of a pinkish colour. When old the cultures become a dirty pinkish-purple, or grey. Old cultures on bread become blackish-purple, with little aërial mycelium, so that the surface has a smooth damp appearance. The mycelium is a purple-brown colour with some hyphae which are colourless.

In quite old cultures parallel strands of aërial hyphae are formed on which are formed singly, on short stalks, large oval dark-brown cells (fig. 104).

The determination of this form is somewhat uncertain, but it seems to me to be a species of *Sporotrichum*, perhaps *roseum*.

13. **Dematium** sp. (D. 13).

This appears to be the same as that found in sandy and chalky soils (cf. 47).

14, 16, 16. **Cladosporium.**

Three species of Cladosporium were obtained, like those found in sandy soil, viz: C. herbarum, C. epiphyllum, C. sp.

17. **Macrosporium** sp. (D. 18).

This form seems to be identical with the species of *Macrosporium* obtained from chalky soil, but the spores are generally rounder and smooth (figs. 105 and 106).

18. **Macrosporium cladosporioides** (Desm.).

This in all points resembled the form obtained from sandy soil.

19. **Fusarium** sp. (D. 16).

This is a small short form which in plate culture on raisin extract gelatine is pale pink and slightly flocculent. In young cultures the spores are formed singly on the ends of short lateral or terminal branches. In older cultures the spores form small rounded balls which are white or of a pale yellow colour. The spores are small and short, but variable in size. They are generally straight and unicellular or only divided by a single wall into two cells.

Chlamydospores occur.

This species has not been identified.

20. **Bright green form** (D. 22).

This curious species was never isolated as it grows submerged in gelatine with the mycelium of other forms.

The mycelium branches considerably and breaks up into segments which act as spores. The colour is a brilliant, rather dark green.

Genera from „Black Earth" (E.).

1. Mucor.
2. Oospora.
3. Cephalosporium.
4. Aspergillus.
5. Penicillium.
6. Scopulariopsis.
7. Gliocladium.
8. Nematogonum [or Oospora?].
9. Torula.
10. Dematium.
11. Periola.
12. Fusarium.
13. Ozonium (?Sepedonium).

Species of Fungi from „Black Earth“ (E.).

1. Mucor rufescens (or rubens).
2. Mucor racemosus.
3. Mucor Lausannensis.
4. Mucor circinelloides.
5. Oospora variabilis.
6. Cephalosporium acremonium (Corda).
7. Aspergillus globosus (Jensen).
8. Penicillium viridicatum (Westling).
9. Penicillium lividum (Westling).
10. Penicillium [cyclopium Westling?].
11. Penicillium Costantini (Bainier) [Scopulariopsis Costantini].
12. Gliocladium penicillioides (Corda).
13. Nematogonum [or Oospora?].
14. Torula.
15. Dematium.
16. Periola?
17. Fusarium.
18. Ozonium or [Sepedonium?].

1—4. The species of Mucor.

Four species of *Mucor* were isolated, viz: *M. rufescens* or *rubens*, *M. racemosus*, *M. Lausannensis*, and *M. circinelloides*, all of which had been previously obtained from other soils and so were not brought again into pure culture, and will not be considered here.

5. Oospora variabilis.

As its name implies, this species is very variable. In gelatine it forms characteristic submerged white colonies, with long radiating branches. Older cultures become very dark brown or grey, sometimes almost black. Little or no aërial mycelium is formed, so that the cultures have a wet shining appearance on any medium, and often resemble those of Bacteria.

Examined microscopically the radiating branches are seen to be thick, somewhat irregular hyphae, divided into segments. Numerous spores are formed, chiefly at the ends of the segments but also along their length (fig. 108). After a time the branches break up into a mass of isolated segments and spores (fig. 109).

In old dark-coloured cultures, parts of the mycelium instead of breaking up into isolated fragments, divide into a mass of cells which may branch, and which are brown and thicker-walled. Some of the spores formed at this stage are also coloured a creamy-white (fig. 110, 111). On germination these dark spores put out thick hyphae from the ends of which thin hyphae are formed (fig. 112, a—c).

6. **Cephalosporium acremonium** (Corda) (E. 10).

This species was first described by Corda, and has since been cultivated, described, and figured by Bainier[1]) and others.

The culture is at first white, then it may take on a pinkish tinge. The reverse is pinky-white. On potato a dense white culture is formed: on carrot a pale pinkish-white; and on agar brownish-pink. The aërial mycelium is formed of loose creeping branches, which run into strands forming a net-work, and bearing conidia on short lateral conidiophores, which are either solitary or divided into two or more branches.

The spores are formed singly, but collect round the end of the sterigma, apparently in masses of slime, which when seen in air under low magnification, give the spore-balls the appearance of drops of excreted fluid. The spores are small, colourless, oval, thin-walled, and smooth.

I now think that the form determined in my first paper as *Verticillium* is really *Cephalosporium acremonium*.

7. **Aspergillus globosus** (Jensen).

This is like the form found in all the other samples, and has been already described and figured (cf. p. 37).

8. **Penicillium viridicatum** (Westling) (E. 1).

In culture this form is at first pale grey-green or bluey-green, and the reverse is creamy-yellow. When older the surface is reseda-green, passing into dark ash-grey. The reverse becomes deep rusty-yellow or brown.

It has a rather sweet, but at the same time mouldy, odour.

The conidiophores are short, lateral, branches on the main hyphae. Each divides into a number of branches near the top and the ultimate branches bear conidiiferous cells in verticils.

The spores are in loose chains, and are oval or round, smooth and rather thick-walled. Their colour is pale yellowy-green (cf. Westling's figure 56, p. 89 of his paper quoted above).

This species is apparently the same as A. 29, which Dr. Thom regards as *P. viridicatum* (Westling).

9. **Penicillium lividum** (Westling) (E. 2).

This is identical with D. 4.

10. **Penicillium cyclopium** (Westling) (E. 3).

The same form as C. 3.

---

[1]) Bainier. Mycothèque de l'Ecole de Pharmacie. Bull. Soc. Myc. de France. Vol. XXIII, p. 112, Plate XV, 1907.

11. **Penicillium Costantini** (Bainier) (E. 16).

Syn.: *Sympenicillium album* (Cost.).
Scopulariopsis Costantini.

This is a form wich was originally described by Costantin as *Sympenicillium album*, but was regarded by Bainier as a species of *Penicillium* and not as a new genus. As the name *Penicillium album* had already been given to a quite different form he proposed the name *Penicillium Costantini*. Prof. Bainier agrees with my determination.

It seems to me, however, from its behaviour in culture as well as from its morphological characters to belong to Bainier's genus *Scopulariopsis*. In culture it is at first white, then cream-coloured or pale cinnamon or café au lait. It liquefies gelatine slowly, with the development of a strongly ammoniacal odour.

In development it agrees exactly with the descriptions and figures given by Costantin[1]) and Bainier[2]).

In a mature conidial fructification, the conidiophores generally divide into two short dilated branches, each of which bears conidiiferous cells directly, or has metulae interposed. The conidiiferous cells are long, but vary in length and bear chains of oval, thin-walled, smooth, colourless conidia. One end of each conidium is flattened, in the manner which is typical of *Scopulariopsis*. The spores resemble those of *S. communis*.

12. **Gliocladium penicillioides** (Corda) (E. 4).

This form is allied to *Penicillium* but the conidia are not formed in chains but, after becoming detached, remain in a dense rounded head. Occasionally these masses of spores are elongated into a column.

In gelatine cultures the species is at first white, then *pink*; on agar it is usually *grey*: on carrot it is pinky-white, with greenish Penicillium-like conidia in dense heads; on agar the cultures take a dirty yellow-green colour.

As Bainier[3]) pointed out for *G. roseum*, in young cultures the conidia are borne on verticillate branches, singly. Later the conidiophores may branch several times and bear verticils of short conidiiferous cells.

The spores vary considerably in shape and size. Most are large and oval.

---

[1]) Costantin. Fasciation des Mucédinées. Bull. Soc. Myc. de France, Vol. IV. p. 67, 1888.

[2]) Bainier. Mycothèque de l'Ecole de Pharmacie, Bull. Soc. Myc. de France, Vol. XXII, p. 205, 1906.

[3]) Bainier. Mycothèque de l'Ecole de Pharmacie, XVII, *Gliocladium roseum* sp. nov. et *Cephalosporium Acremonium* (Corda), Bull. Soc. Myc. de France, Vol. XXIII, p. 111, Pl. XV, 1907.

13. **Nematogonum?** [Oospora?] (E. 8).

This closely resembles the species from Sandy Soil which I identified as *Nematogonum*, but it also has resemblances to *Oospora variabilis*, and may be another species of *Oospora*, or a species of *Oidium*.

In culture it remains always white or dirty white, on all media and has always a smooth damp surface.

The branches of the mycelium readily break up into segments, but the spores are round, and only formed at the ends of the segments.

14. **Torula.**

15. **Dematium.**

These forms were like those previously described from other samples and were not kept in culture.

16. **Periola?** (E. 15).

This is a very small form about which I am still uncertain, but it seems most likely to be a species of *Periola*. It forms minute round colonies in gelatine. These are brown when submerged and form dense white cushions when aerial. It liquefies gelatine very slowly. The cushion is formed of long chains of very small conidia, densely crowded together.

17. **Fusarium [rubiginosum?]** (Appel) (E. 6).

This species seems to be identical with those described from sandy soil, chalky soil, and peat, as probably *F. rubiginosum* (Appel).

18. **Ozonium?** [Sepedonium?].

As in sandy and chalky soil, associated with *Mucor rufescens*.

At present we have very little knowledge of the part these Fungi play in the soil. In view of what is known with regard to the influence of Bacteria in bringing about the destruction of dead plant tissues in the soil and converting them, in part, into materials again capable of utilization by growing plants it is not unnatural to assume that they may act in the same manner.

Such species as all the forms of *Scopulariopsis* (Penicillium in parte) *Trichoderma album*, and others which produce ammonia from gelatine, may well attack plant proteins in the same way. Tentative experiments, in vitro, with various proteins shew that this is the case.

Many species grow luxuriantly, and all to some considerable extent, on media containing no nitrogen, such as

Mannite	2 grams
Di-potassium phosphate	0.02 gram
agar	2 grams
distilled water	100 CC.

or

Mannite	20 grams
Di-potassium phosphate	0.2 gram
tap water	1 litre.

On such a medium therefore the growth of the Fungi leads to a direct fixation of atmospheric nitrogen. Estimation of the total nitrogen content by Kjeldahl's method shows that the most active in this respect are *Dematium*, *Fusarium Solani* and *Mucor racemosus* — all common forms.

Cultures were also made on liquid nitrate bouillon made up as follows:

Extract of lean meat . .	1 litre
peptone	10 grams
Sodium chloride	5 grams
Sodium nitrate	3 grams.

On this medium nearly all the species grew to some extent, a few strongly, others only fairly well. Hardly any, however, shewed their characteristic colours, but remained white or pale. Their chemical action on this medium has not yet been investigated.

Little or no growth was made in any species on the following medium:

Ammonium sulphate . . .	2 grams
Sodium chloride	2 grams
Di-potassium phosphate . .	1 gram
Distilled water	1 litre.

Traces of ferrous sulphate and magnesian sulphate.

But on the same medium with the addition of three grams of grape sugar good growth was obtained in all cases.

Nearly every species obtained grows best on vegetable media, especially those containing sugar, such as sterile carrot, or raisin extract or beer-wort in agar. Bread is also a good medium.

How far the changes observed in artificial media in the laboratory go on in the soil itself remains to be investigated, but the fact of their occurrence under laboratory conditions is one of considerable significance to the soil biologist.

School of Agriculture, Cambridge. November 1913.

* * *

Description of Plates I—V.

Plate I.

Fig. 1a—b. *Absidia glauca*. Sporangia, shewing mode of branching of conidiophores (× 235).

Fig. 2. Sporangium (× 235).

Fig. 3a—b. Two columellae shewing apical projection (× 400).

Fig. 4. *Trichoderma [album?]*. Young spore-bearing branches.

Fig. 5. Spores on young culture.

Fig. 6. Spores and thickened hyphae.
Fig. 7. *Aspergillus globosus.* The two types of conidiophore (Penicillioid and Aspergilloid) on the same hypha (× 235).
Fig. 8. Penicillioid type with mature spores.
Fig. 9. Transitional type of conidiophore.
Fig. 10—14. Aspergilloid types shewing various forms of sterigmata.
Fig. 15. *Aspergillus conicus.* Conidiophore shewing chains of conidia (× 400).
Fig. 16—19. Development of conidiophores and conidia.
Fig. 20. Ripe conidia.
Fig. 21. *Penicillium intricatum.* Mode of branching of conidiophores (× 85).
Fig. 22. Conidiophores and conidia (× 400).
Fig. 23—25. Conidiophores and conidia more highly magnified.

Plate II.

Fig. 26. *Penicillium biforme.* Conidiophores to shew habit (× 235).
Fig. 27. Conidiophores and conidia. Conidiophore rough, metulae smooth.
Fig. 28. Vesicular metulae.
Fig. 29. Ripe spores.
Fig. 30. *Penicillium cyclopium* or *P. corymbiferum.* Conidiophores slightly magnified to shew habit (× 85).
Fig. 31. Conidiophore with rough wall.
Fig. 32. Conidiophore with smooth wall.
Fig. 33. Ripe spores.
Fig. 34. *Citromyces glaber (Penicillium glabrum).* Conidiophores to shew habit (× 85).
Fig. 35. Conidiophore and column of spores (× 235).
Fig. 36. Conidiophore highly magnified.
Fig. 37. Ripe conidia.
Fig. 38. *Penicillium rugulosum.* Conidiophores, to shew habit (× 85).
Fig. 39. Conidiophore shewing column of spores.
Fig. 40. Young conidiophore, to shew development of conidia.
Fig. 41. Mature spores.
Fig. 42. *Penicillium* sp. Conidiophore.
Fig. 43. Ripe spores.
Fig. 44. *Penicillium [expansum?].* Conidiophores to shew habit (× 85).
Fig. 45. Conidiophore (× 400).
Fig. 46. Young conidiophore to shew development of conidia.
Fig. 47. Ripe spores.

Plate III.

Fig. 48. *Penicillium* sp. Conidiophores to shew habit (× 85).
Fig. 49. Conidiophore shewing rough wall and developing conidia.

Fig. 50. Ripe conidia.
Fig. 51. *Penicillium* n. sp.? Conidiophores to shew habit (× 85).
Fig. 52. Conidiophore and ripe spores.
Fig. 53. *Penicillium* sp. Conidiophores to shew habit (× 85).
Fig. 54. Conidiophore with developing conidia.
Fig. 55. Ripe conidia.
Fig. 56, 57. *Penicillium lilacinum.* Young stages in the development of conidia (× 400).
Fig. 59 and 60. Conidiophores on older culture.
Fig. 61. Ripe conidia.
Fig. 62. *Monilia?* (candida?) or *Penicillium?* Sterile mycelium growing within solid gelatine.
Fig. 63, 64. Different types of conidial formation in young cultures (× 400).
Fig. 66. Conidiophores and conidia to shew disjunctive cells.
Fig. 67. *Scopulariopsis repens.* Group of conidiophores (× 400).
Fig. 68. Young conidiophores.
Fig. 69. Conidiophores shewing development of conidia.

Plate IV.

Fig. 71, 72. *Scopulariopsis communis.* Young stages in conidial formation (× 400).
Fig. 73. Conidiophore with ripe conidia.
Fig. 74. Chain of ripe conidia.
Fig. 75. *Synsporium biguttatum.* Conidiophore, to shew habit of growth (× 85).
Fig. 76, 77. Conidiophores with developing conidia (× 400).
Fig. 78. Group of ripe spores on conidiophore (× 400).
Fig. 79. Ripe conidia.
Fig. 80. *Macrosporium* sp. Mycelium with two spores (× 400).
Fig. 81, 82, 83, 84. Stages in the development of spores (× 400).
Fig. 85. Young conidiiferous branches to shew development of spores (× 400).
Fig. 86. a) Later stages in development of spores, b) mature rough spores, in a cluster, and isolated (× 400).
Fig. 87. *Penicillium* n. sp.? Conidiophores to shew habit of growth (× 400).
Fig. 88. Mature conidiophore with group of conidia.
Fig. 89. Ripe conidia, shewing disjunctive cells and mode of attachment to metulae.
Fig. 90. Chains of ripe conidia.
Fig. 91. *Penicillium* sp. = Thom's No. 29. Conidiophores, to shew habit of growth and columns of spores (× 85).
Fig. 92. Conidiophore (× 400).

Fig. 93. Ripe spores.
Fig. 94. *Penicillium stoloniferum.* Conidiophores shewing arrangement of conidia and metulae.
Fig. 95. Isolated mature spores.
Fig. 96. *Penicillium lividum.* Young conidiophore with developing conidia.
Fig. 97. Old conidiophore shewing pointed sterigmata.
Fig. 98. Ripe spores.

Plate V.

Fig. 99. *Penicillium* sp. Conidiophores to shew habit of growth (× 400).
Fig. 100. Older conidiophores and conidia (× 400).
Fig. 101. Conidiophore highly magnified.
Fig. 102. *Sporotrichum roseum?* Part of vegetative mycelium, submerged in gelatine, to shew absence of septa and presence of oil drops (× 400).
Fig. 103a, b and c. Various arrangements of spore-bearing branches. The elongated spores contain one or two oil-drops. They soon become detached and lie in isolated groups round their point of origin (× 400).
Fig. 104. Old mycelium forming parallel strands and bearing solitary, unicellular, brown spores.
Fig. 105. *Macrosporium* sp. Mycelium with two spores lying close to their points of attachment (× 235).
Fig. 106. Ripe spore (× 400).
Fig. 107a and b. Developing spores.
Fig. 108. *Oospora variabilis.* Young hyphae, shewing septa and budding spores (× 400).
Fig. 109. Older mycelium falling into segments and forming spores by budding (× 400).
Fig. 110. Old mycelium with thick brown segments, thin colourless hyphae, and yeast-like cells (× 400).
Fig. 111. Mature spores.
Fig. 112. a) Ripe thick-walled brown spore. b) Germination of a similar spore. c) Later stage in germination (a & b 4 oc. $^1/_{12}$ obj.; c. × 400).

Über Polystomella, Microcyclus u. a.

Von F. Theißen.

(Mit Tafel VI—VII).

I. Die Gattung **Polystomella** Speg.

Die Gattung *Polystomella* wurde von Spegazzini in den F. Guaran. II. p. 51, n. 137 als Microthyriazee aufgestellt, mit *P. pulcherrima* auf Blättern von *Solanum boerhavifolium* und einer Rubiazee als Typus (l. c.; Saccardo, Syll. F. IX p. 1063).

Auf Grund des in Balansa, Plantes du Paraguay no. 4056 ausgegebenen Exemplares erklärte v. Höhnel die Gattung als eine oberflächliche Dothideazee und nahe verwandt mit *Microcyclus [Chorisodothis] labens* Sacc. et Syd., ohne jedoch eine nähere Begründung zu geben oder den Spegazzinischen Pilz zu charakterisieren (Fragm. zur Mykol. VII no. 317); in den weiteren Fragmenten (no. 501, 533) setzte v. Höhnel dann *Polystomella* schlechthin gleich *Microcyclus* Sacc. (NB. letztere Gattung wurde von Saccardo aufgestellt; nur die Untergattung *Chorisodothis* sowie die Arten *angolensis, labens* usw. führen Sacc. et Syd. als Autoren).

Da sowohl diese Identifizierung der beiden Gattungen auf einem Irrtum beruht, als auch mehrere der zu *Polystomella* gestellten Arten dieser Gattung ganz fremd sind, wird es am Platze sein, um weiteren Verwirrungen vorzubeugen, die Spegazzini'sche Gattung eingehender zu besprechen und die bisher bekannten guten Arten zusammenzustellen.

1. **Polystomella pulcherrima** Speg.

Als Matrix der Typusart sind angegeben *Solanum boerhavifolium* und eine Rubiazee. In dem mir von Herrn Spegazzini freundlichst zugesandten Material waren beide Kollektionen vertreten. Die eigentliche Originalkollektion ist nicht die auf *Solanum*, sondern das Rubiazeenmaterial; ob deren Matrix wirklich zu den Rubiazeen gehört, vermag ich nicht anzugeben. Später erhielt dann Spegazzini die zweite Kollektion auf *Solanum boerhavifolium* und benannte den anscheinend identischen Pilz in. herb. als *? Polystomella pulcherrima*. Diese letztere Kollektion wurde 1908 von mir reichlich in São Leopoldo, Südbrasilien, gesammelt, von Rehm als *Microthyrium crassum* n. sp. bestimmt, in den Ann. myc. 1910 p. 463 meinerseits beschrieben und in den Decades F. Brasiliensium no. 16 als solches ausgegeben. Späterhin (Ann. myc. 1912 p. 7) erklärte ich

diesen Pilz als eine *Polystomella* und identisch mit *Polystomella pulcherrima*. Nach genauerem Vergleich der beiden Kollektionen erwiesen sich aber dieselben als spezifisch verschieden und muß die *Solanum*-Kollektion als *Polystomella crassa* (Rehm) Th. abgetrennt werden.

Die Stromata der Typusart wachsen oberseits der Blätter als schwarze, nicht glänzende, 1—1¾ mm breite flach gewölbte Polster von rundlichem oder ganz leicht elliptischem Umfang. Die Oberfläche erscheint im auffallenden Licht bei schwacher Vergrößerung betrachtet rauh, deutlich radiär-faserig, in der meist plateauartig unregelmäßig abgeflachten Scheitelpartie verwittert undeutlich. Peripherisch, gegen den freien Rand zu, ist auch eine konzentrische Furchung unverkennbar, welche durch die terrassenartige Schichtung der Deckmembran hervorgerufen wird. Diese radiär-konzentrische Furchung ist charakteristisch für alle *Polystomella*-Arten. Der freie Rand läuft nicht, wie bei anderen Arten oft der Fall ist, flach aus, sondern erhebt sich unmittelbar in Böschung vom Blatte auf. Weitere Strukturdetails sind nicht zu sehen; die Ostiola treten erst im durchfallendem Licht deutlich hervor; nur kleine ringförmige, kaum wahrnehmbare Erhöhungen deuten die Lage der Lokuli an. Die Blattfläche an der Unterseite (hypophyll) ist nicht verfärbt, aber kreisförmig etwas eingesunken, entsprechend der Basalfläche der epiphyllen Fruchtkörper.

Die Konsistenz der Stromata muß kohlig und ziemlich hart genannt werden; der Ausdruck „membranaceo-coriacella" ist durchaus irreführend.

Die Deckschicht ist aus meheren Lagen von durchschnittlich 4 μ dicken, geraden rotbraunen Hyphen radiär gebaut, so jedoch, daß die Ostiola (Taf. VI Fig. 13) nicht ebensoviele Zentren von Hyphenstrahlen bilden; die Hyphen konvergieren nur zum Scheitel des Stromas, an den Ostiola im Umkreis erleidet der Strahlengang keine Ablenkung. Auf der Blattoberfläche ist ein dunkles Hypostroma nicht vorhanden, nur ein helles Fasergewebe erfüllt das Innere, trennt die Lokuli voneinander und dient an der Basis, also auf der Epidermis, als Hypothezium. Fruchtschicht war in den von mir untersuchten Exemplaren nicht vorhanden; nach Spegazzini sind die Schläuche zylindrisch, etwas keulig, 50—70 ⩒ 12—15 μ, mäßig paraphysiert, achtsporig; die Sporen 13—16 ⩒ 5 μ groß, leicht keulig, kaum konstrikt, farblos, zweizellig, mit kürzerer und etwas breiterer Oberzelle. Mit diesen Angaben stimmt auch seine Zeichnung auf der Etikette des Originals überein.

In der Epidermis des Blattes ist ein kompaktes dunkelbraunes Stroma entwickelt von parallelen, senkrecht absteigenden 5 μ dicken Hyphen (T. VI Fig. 11), welche hauptsächlich durch die Interzellularen bis in das Mesophyll dringen, die kutinisierte Außenwand der Epidermis aber nicht zu durchdringen scheinen; dafür ist letztere aber von zahlreichen feinen farblosen kurzen Hyphen durchsetzt, die, kaum 1 μ dick, die Verbindung zwischen Hypostroma und dem oberflächlichen Fruchtkörper herstellen.

Die Gattung *Polystomella* ist demnach durch folgende Merkmale charakterisiert: Hypostroma epidermal, dunkel, kompakt; Fruchtkörper oberflächlich, mit mehreren durch eine helle Faserschicht getrennten Lokuli ohne eigene Wandung; Hypothezium dünn, hell, faserig; Deckschicht kohlig, radiär; Asken achtsporig; Paraphysen fädig; Sporen farblos, zweizellig.

2. **Polystomella crassa** (Rehm) Th.

Syn.: *Microthyrium crassum* Rehm.

Vgl. das einleitend Gesagte. Im Prinzip ganz übereinstimmend gebaut (vgl. T. VI, Fig. 6, 12, 14), unterscheidet sich diese Kollektion durch mehrere Merkmale, abgesehen von der Verschiedenheit der Matrix. Die Stromata sind merklich kleiner, 170 μ hoch, 1—1,2 mm breit. Hypostroma wie bei voriger Art epidermal, in kleinen Zapfen durch die Interzellulare abwärts steigend, aber mehr auf die Mitte beschränkt und dort stärker entwickelt, peripherisch dünner oder fehlend. Lokuli fast kugelig (Fig. 14), 100 μ im Durchmesser. Asken parallel grundständig, reich paraphysiert. Wandung nicht vorhanden; Grenze gegen die trennende Faserschicht fast unmerklich. Die 5—6 μ dicke kutinisierte Außenlage der Epidermis ist durch feine farblose Hyphen durchbrochen, wie bei *P. pulcherrima*, die sich bei Färbung der Epidermis durch Methylenblau schön abheben. Konidien-Lokuli zwischen den anderen eingesenkt, aber etwas höher liegend und an der Oberfläche leicht kegelförmig mit dem Scheitel vorragend, rundlich. Deckschicht radiär, zum Unterschied von *P. pulcherrima* aus breiteren, 5—6 μ dicken und grau-olivenfarbenen Hyphen bestehend.

3. **Polystomella confluens** (Pat.) Th. — Annal. myc. 1912 p. 7.

Syn.: *Asterina confluens* Pat. Journ. Bot. 1888 p. 149.

Asterella — Sacc. Syll. F. IX p. 397.

Stromata flach, krustig, bis 2 mm breit, 150—170 μ hoch, am Rande sich leicht abhebend, der Epidermis angewachsen, stellenweise durch zapfenartig die Epidermis durchdringende Hyphenknäuel tiefer befestigt; zahlreiche feine hyaline Hyphen verbinden das Hypothezium mit den Epidermiszellen durch die verdickte Außenwand der Epidermis hindurch. Die Deckschicht ist radiär gebaut, aus schmalen rotbraunen, 3 μ breiten Hyphen. Hypothezium hell, zart, faserig. Lokuli im Gegensatz zu den vorigen Arten nicht rundlich, sondern flach, durch schmale, fast senkrechte Faserschichten undeutlich getrennt, mit parallel stehenden Schläuchen, so daß das Hymenium bei nicht sorgfältiger Beobachtung leicht für die Fruchtschicht eines Diskomyzeten genommen werden könnte. Paraphysen sind Patouillard's Angabe entgegen zahlreich vorhanden. Schläuche gestielt, keulig, achtsporig, 55–75 × 20–24 μ; Jod färbt nur den innern Sporensack rötlich. Sporen farblos, in der Mitte geteilt, nicht eingeschnürt, nach beiden Enden hin gleichmäßig verschmälert, 14—16 ⩽ 5 μ.

4. **Polystomella labens** (Sacc. et Syd.) v. Höhn. — Fragm. zur Myk. no. 316.

Syn.: *Microcyclus [Chorisodothis] labens* Sacc. et Syd. — Ann. myc. 1904 p. 165.

Während die vorige Art nur ein reduziertes epidermales Hypostroma in Form einzelner verstreuter zapfenartig vereinter Knäuel aufweist und sonst nur ganz vereinzelt braune Hyphen zwischen den Zellen aussendet, zeigt *labens* wieder das typische kompakte Hypostroma der Typusart (T. VII, Fig. 15). Dasselbe hat seinen Hauptsitz unmittelbar unter den Epidermiszellen und sendet Ausläufer bis in die Mitte des Blattquerschnittes, zuweilen noch darüber hinaus, hie und da sekundäre Knäuel bildend; die Hyphen sind braun, 4 μ dick. Fruchtkörper oberflächlich, mit zahlreichen rundlichen Lokuli, die durch helles Fasergewebe getrennt sind (T. VII, Fig. 17). Deckschicht radiär, aus hellbräunlichen, 3—4 μ breiten Hyphen bestehend. Paraphysen vorhanden. Die Stromata sind 90—150 μ hoch, 1—1½ mm breit; zuweilen wachsen mehrere zusammen und verschmelzen organisch zu einem Fruchtkörper.

5. **Polystomella pulchella** (Speg.) Th. — Ann. myc. 1912 p. 7.

Syn.: *Microthyrium pulchellum* Speg. — F. Guar. I no. 295; Sacc. Syll. F. IX p. 1060.

Asterina Alsophilae Cke. et Mass. — Grevill. XVIII p. 81; Syll. F. IX p. 399.

Stromata elliptisch, an der Oberfläche stark korrodiert, rauh-krustig, aber weicher als vorige Arten, leicht ablösbar, aus vielen Einzelstromata zusammengesetzt, deren Verschmelzung meist noch nicht so vollkommen durchgeführt ist wie bei *pulcherrima*. Deckhyphen rotbraun, 5—5½ μ breit, radiär angeordnet. Lokuli durch Faserschicht getrennt oder die Deckschicht senkt sich bei unvollkommener Verwachsung der Fruchtkörper tiefer herab. Paraphysen vorhanden, fädig. Asken achtsporig, 30—40 ⩽10 μ, etwas keulig; Sporen farblos, zweizellig, 10—12⩽5 μ. — *Hysterostomella Alsophilae* Rac. (Parasit. Algen und Pilze Java's II p. 22) ist ganz verschieden.

6. **Polystomella Melastomatis** Pat.

Rehm, Ascom. 1068. — Deckschicht mit zahlreichen Ostiola, von welchen die Hyphen als aus ebensovielen Zentren strahlig ausgehen (T. VI, Fig. 4). Asken reich paraphysiert, zylindrisch, nach oben etwas breiter, 50—60⩽8—10 μ. Sporen farblos, länglich-oval, unterhalb der Mitte quergeteilt; Oberzelle breiter und länger, 9⩽5 μ, Unterzelle 4 μ lang und breit (Fig. 4b). Die Randhyphen des Stromas sind steifstrahlig, mit derber Wand, 5—6 μ breit. Hypothezium farblos, faserig. Hypostroma sehr reduziert, nur stellenweise und kurz die Spaltöffnungen durchsetzend.

Species excludendae.

1. **Loranthomyces sordidulus** (Lév.) v. Höhn. — l. cit. no. 310.

Syn.: *Dothidea sordidula* Lév.

Dothidea Loranthi Molk.

Dothidella sordidula (Lév.) Sacc.

Polystomella (?) sordidula (Lév.) Rac.

Vgl. v. Höhnel, l. cit. und Zeitschr. f. Gärungsphysiol. Bd. I p. 222 ff.

2. **Schneepia guaranitica** Speg. — F. Guar. no. 304; Sacc. Syll. F. IX p. 1097.

v. Höhnel stellt die Art zu *Polystomella* (Fragm. z. Myk. X no. 501), jedoch mit Unrecht, da die Sporen nach Spegazzini gefärbt sind. Auch scheint es nicht sicher zu sein, ob das von v. Höhnel untersuchte Exemplar authentisch war, da es in Balansa's Exsikkat 3981 als *Schweinitziella Styracum* lag.

3. **Polyclypeolum Abietis** (v. Höhn.) Th. n. gen.

Syn.: *Polystomella Abietis* v. H. — Fragm. z. Myk. no. 518.

[*Microthyrium Pinastri* in Krieger, F. sax. 382; Rabh. W. P., F. eur. 3956; Rehm, Ascom. 1079.]

Schon v. Höhnel hat bemerkt, daß die Art keine typische *Polystomella* darstellt; in der Tat weicht sie von dieser Gattung in mehrfacher Beziehung ganz wesentlich ab.

Der Pilz wächst vollständig oberflächlich, ohne intramatrikales Stroma, und besteht wie *Microthyriella* und *Clypeolum* nur aus der Fruchtschicht, einem zarten faserigen hellen Hypothezium und der dunklen Deckschicht; seine systematische Stellung ist demnach bei den *Hemisphaeriaceae* gegeben.

Die Deckschicht ist genau so gebaut wie bei *Clypeolum*, *Microthyriella* und *Epipeltis* (vgl. Mycol. Centralbl. 1913, Fig. 3—4; Tafel VI Fig. 1, 2, 8), parenchymatisch-schollig aus verschlungenen Hyphen entstehend, am Rande in blaß-olivenfarbene isolierte, 3—$3^1/_2$ μ breite Hyphen spärlich auslaufend, auch in der Mitte noch häufig die hyphoide Struktur deutlich erkennen lassend. Der Unterschied von *Microthyriella* besteht einzig darin, daß das hyaline Hypothezium Kammern (Lokuli) bildet, wodurch das (bei *Microthyriella*) einfache Hymenium in verschiedene Lokuli getrennt wird. Mit *Polystomella* hat demnach der Pilz keine innere Verwandtschaft; er stellt einen neuen Typus der *Hemisphaeriaceae* dar:

Polyclypeolum Th. n. gen.

Fruchtkörper ganz oberflächlich, schildförmig, flach. Deckschicht dunkel, schollig-parenchymatisch aus verschlungenen Hyphen gebildet, ohne Ostiola, unregelmäßig aufreißend, weich. Hypothezium hell, weich, mehrere Lokuli bildend. Paraphysen fehlen. Sporen farblos, zweizellig. Die Sporen der Art messen 10—11 ⩽ 3—4 μ.

4. **Microcyclella nervisequia** (v. Höhn.) Th. n. gen.

Syn.: *Polystomella nervisequia* v. H. — Fragm. z. Myk. VII n. 318.

Die Stromata weichen wesentlich vom *Polystomella*-Typus ab. Bei *Polystomella* sind die Lokuli nicht in sog. stromatisches Gewebe eingesenkt, sondern nur durch eine Schicht heller weicher Hyphen, welche dem Hypothezium homogen sind und dessen Fortsetzung bilden, getrennt:

ferner ist die Deckschicht schildförmig, aus horizontal radiär verlaufenden Hyphen gebildet. Ganz verschieden davon ist der *Dothidella*-Typus: Die Lokuli sind allseitig von homogenem, dunklem, eigentlich stromatischem Gewebe umgeben (vgl. T. VI, Fig. 10; T. VII, Fig. 18—21) und dieses Stroma besteht aus senkrechten Hyphenreihen; dabei kann selbstredend von einer schildförmigen Deckschicht nicht die Rede sein. Dieser *Dothidella*-Typus spaltet sich in die Gattungen *Dothidella* und *Microcyclus* = *Coccoidella*, je nach der Art der Anheftung. Der vorliegende Pilz ist mit breiter Basis angewachsen, also kein *Microcyclus*, unterscheidet sich aber von *Dothidella* durch den Mangel von Paraphysen und die mehr oberflächliche Lage der Fruchtkörper (mit braunem, in und unter der Epidermis befindlichem Hypostroma); *Dothidella* besitzt tiefer eingewachsene, die Epidermis sprengende und hervorbrechende Stromata.

Microcyclella Th. n. gen. *Dothideacearum*.

Stromata oberflächlich, der Epidermis angewachsen, aus senkrechten Hyphenreihen gebildet, mit breiter Basis aufsitzend; Lokuli diesem Stroma eingesenkt. Hypostroma epidermal, Paraphysen fehlen. Sporen farblos, zweizellig.

5. **Microcyclus angolensis** Sacc. et Syd. Ann. myc. 1904 p. 165; Sacc. Syll. F. XVII p. 845.

Da v. Höhnel die Gattung *Microcyclus* Sacc. mit *Polystomella* identifizierte, muß auch auf diese Art eingegangen werden. Sie bildet den Typus der Gattung *Microcyclus* und ist generisch ganz verschieden von *Microcyclus labens*, Typus der Untergattung *Chorisedothis*; letztere ist eine typische *Polystomella*, erstere eine typische *Coccoidella* v. H. (1909). Die Gattung *Coccoidella* v. H. ist demnach synonym mit der älteren Gattung Saccardo's.

Die Stromata (vgl. T. VI, Fig. 10; T. VII, Fig. 18) sind nach dem *Dothidella*-Typus gebaut, aus senkrechten Hyphenreihen, mit ganz eingesenkten Lokuli, aber zentral angeheftet wie *Microcyclus scutula* (*Coccoidella* v. H.). Bei letzterer ist der Anheftungsradius, d. i. der Durchmesser des die Fruchtkörper tragenden Hypostromas, nach v. H. nur 90 μ breit gegen eine Breite des Fruchtkörpers von 1 mm; bei *Coccoidea quercicola* P. H. jedoch wie bei *Coccodiscus*, die auch nach v. Höhnel echte Coccoidazeen sind, bis 240 μ breit.

Bei *Microcyclus angolensis*, welchen ich dank der Zuvorkommenheit des Herrn Sydow im Original untersuchen konnte, fand ich beispielsweise folgende Verhältniszahlen:

	I	II	III	IV	V	VI	VII
Durchmesser des Fruchtkörpers:	500 μ	340	360	390	650	670	640
Durchmesser der Anheftung:	68 μ	150	185	125	235	200	120

Bei *Coccoidea quercicola*, die ich zum Vergleich ebenfalls in Medianschnitten untersuchte (Sydow, F. exot. exs. n. 36), ergaben sich diese Verhältnisse fast identisch.

Die Stromata stehen herdenweise zusammen, doch getrennt voneinander; sie sind unregelmäßig knollenförmig (nicht flach scheibenförmig), 120—180 μ hoch. Oberfläche opak, nicht glänzend; Lokuli im ganzen Stroma zerstreut, an der Oberfläche nur unmerklich vorragend, elliptisch-eiförmig, durchschnittlich 100 μ hoch, 60—70 μ breit. Die senkrecht aufsteigenden Hyphenreihen des Stromas bilden eine Art Wandung um die Lokuli, indem sie in schmalen länglichen Zellen von 10—13 μ Länge sich konzentrisch um den Nukleus herumlegen. Die Asken sitzen einer farblosen Schicht verflochtener Hyphen auf, welche die Innenwand des Lokulus auskleidet und am Ostiolum periphysenartig konvergiert (Fig. 18). Die Stromahyphen sind an der Basis 4 μ breit, parallel; oberhalb der Anheftungsstelle divergieren sie dann strahlig in den sich erweiternden Fruchtkörper hinein und teilen sich nahe der Oberfläche und in den äußeren Schichten der Flanken in rundlich-polygonale oder elliptische Zellen von 15 ⩽ 10 μ Größe und 2—3 μ dicker Zellmembran.

6. **Microcyclus scutula** (B. et C.) Sacc. — Ann. myc. 1904 p. 165; Syll. F. XVII p. 844.

Syn.: *Dothidea scutula* B. et C.
Dothidella scutula (B. et C.) Sacc. — Syll. F. II p. 632.
Polystomella scutula (B. et C.) Speg. — F. Puig. no. 345.
Coccoidella scutula (B. et C.) v. Höhn. — Fragm. z. Myk. VII no. 315.

Da die Gattung *Coccoidella* synonym mit der älteren *Microcyclus* Sacc. ist, muß obiger Name bestehen bleiben.

7. **Dothidella Derridis** (P. Henn.) Th.

Syn.: *Microcyclus Derridis* P. Henn. — De Wildeman, Études Fl. Bas — et Moyen-Congo II (1907) p. 14.

Stromata (vgl. T. VII, Fig. 19—21) aus senkrechten Reihen brauner Hyphen gebaut wie vorige beide Arten, aber breit angewachsen, wenn auch an der Basis etwas eingezogen. Die Epidermis des Blattes wird in der ganzen Fläche der Anheftung gesprengt und hinausgebogen, die Fruchtkörper wie mit einem Kragen umgebend. Die Verhältniszahlen für Breite der Fruchtkörper zu der der Anheftung betragen beispielsweise:

Medianschnitt durch einen der länglichen Stromata in der Richtung der kleinen Achse (Fig. 20): Fruchtkörper 190 μ, Anheftung 135 μ.

Medianschnitt in der Richtung der großen Achse (Fig. 19, 21): 460 zu 340; 650 zu 540.

Schnitt durch ein einhäusiges perithezienartiges Stroma: 120 zu 92.

Das Stroma dringt bis in das Palissadengewebe ein, stellenweise bis auf die Gefäße.

Microcyclus und *Dothidella* entwickeln beide vereinzelte Stromata, die sich bezüglich der Anheftungsbreite stark nähern; es wird auch Arten geben, die unter dieser Rücksicht ebensogut zu den Dothideen wie Coccoideen gestellt werden könnten. Auf das Merkmal der Anheftung hin die Coccoideen als eigene Familie abzutrennen, erscheint wenig begründet.

Die übrigen l. cit. aufgestellten *Microcyclus*-Arten müssen auf ihre Zugehörigkeit zu der Gattung nachgeprüft werden, da die Beschreibungen keine sicheren Anhaltspunkte ergeben.

8. **Cyclotheca Miconiae** (Syd.) Th. n. gen.

Syn.: *Polystomella Miconiae* Syd. — Bull. Herb. Boiss. 1901 p. 87; Sacc. Syll. F. XVI p. 639.

Auf der Unterseite der Blätter entstehen zuerst rotbraune, ausgedehnte unregelmäßig begrenzte Flecken von $^1/_2$—1 cm Umfang. Das Blatt ist an diesen Stellen leicht blasig aufgetrieben, runzelig. Epiphyll sind entsprechende Einsenkungen vorhanden, deren Fläche im Gegensatz zu der grob-runzeligen Oberfläche auf der Blattunterseite dicht und fein liniiert erscheinen wie bei einem Daumenabdruck. Die rotbraunen Flecke schwärzen sich, und es wird ein flaches krustiges Stroma angelegt, welches von vorspringenden gewundenen Leisten gekröseartig durchsetzt ist.

Untersucht man die kranken Blattstellen in Schnitten, so stellt sich heraus, daß die Aufblähungen von der enorm verdickten Epidermis gebildet werden. Die normale Epidermis besitzt liegend rechteckige (im Schnitt) Zellen von 10—12 μ Höhe; an den von dem Pilz angegriffenen Stellen schwillt sie plötzlich zu 70—85 μ Dicke an, indem die Zellen größer und würfelförmig werden, dann in die Länge wachsen (d. i. senkrecht zur Blattfläche nach außen) unter gleichzeitiger entsprechender Querteilung. So entsteht ein massives mehrschichtiges Palissadengewebe von sich eng berührenden senkrechten Zellagen mit einheitlich gelbgrünem Farbenton, während die normalen Epidermiszellen nur gefärbten Inhalt aufweisen.

Hypostroma irgendwelcher Art konnte ich in diesen Anschwellungen nicht feststellen; ein solches besteht wohl nur in Form farbloser dünner Hyphen, die in der homogen gesättigten Farbe der kranken Epidermis verschwinden. Die Fruchtkörper sitzen der Epidermis oberflächlich auf und bestehen nur aus einem farblosen Hypothezium mit den Asken und der schildförmigen dunklen Deckschicht. Die Lokuli zeigen sich von oben unter der Lupe gesehen als regellos verteilte längliche gewundene Leisten, wie oben bemerkt; im Querschnitt ergeben sie eine unregelmäßig auf- und absteigende Wellenlinie der Deckschicht. Letztere senkt sich entweder für jeden Lokulus wieder bis nahe zur Blattfläche herab, oder es befinden sich zwei Lokuli in einer Erhebung (im Schnitt; räumlich vielleicht 2—4), durch eine sehr dünne helle Faserschicht getrennt.

Schon diese abweichende Art der Lokulibildung unterscheidet die Art von *Polystomella*. Sodann ist auch das Deckstroma anders gebaut, nicht radiär, sondern aus braunen, sehr feinen, kaum $2^1/_2$ μ breiten, mäandrisch verflochtenen Hyphen. Wesentlich verschieden ist der Bau der Lokuli und die daraus sich ergebende Lage der Schläuche. Das Hypothezium steigt vom Grunde der Gehäuse in der Mitte kegelförmig auf bis zum Ostiolum, als ein Bündel feiner farbloser paraphysoider Hyphen, in Ostiolumhöhe spitz endigend. Auf dieser kegelförmigen, nach unten konkav zum basalen Gehäuserand gebogenen Hyphensäule liegen die Asken kreisförmig angeordnet, also in der Fläche eines konkav eingekrümmten Kegelmantels, ungefähr parallel dem schräg aufsteigenden Deckstroma. Die paraphysoiden Hyphen verlaufen auch, aber weniger dicht, mehr in einzelne Fäden aufgelöst, zwischen den Asken. Die Sporen liegen zweireihig im Schlauch; sie sind farblos, länglich, in der Mitte geteilt und eingeschnürt, 14—16 μ lang, 4—5 μ breit; die obere Zelle ist etwas breiter als die untere.

Die eigenartige Anordnung der Fruchtschicht verlangt die Aufstellung eines eigenen Gattungstypus.

Cyclotheca Th. n. gen. *Dothideacearum.*

Stroma ausgedehnt, oberflächlich, der Epidermis angewachsen. Lokuli getrennt. Deckschicht dunkel, kohlig, aus mäandrisch verflochtenen Hyphen gebildet. Hypothezium farblos, faserig, in der Mitte eine zum Ostiolum aufsteigende kegelförmige Zentralsäule bildend. Asken im Kreise letzterer aufliegend. Sporen zweizellig, farblos.

9. **Polystomella aphanes** Rehm — Hedwigia 1905 p. 1; Sacc. Syll. F. XVII p. 865.

Ist generisch von *Polystomella* verschieden. Die Stromata sind anfänglich ganz von der Epidermis bedeckt, später hervorbrechend, während dieselben bei *Polystomella* aus dem subepidermalen Hypostroma zwar entstehen, aber ganz oberflächlich angelegt werden. Auch ist die Deckschicht nicht radiär gebaut, sondern bildet aus verschlungenen in engen Windungen verflochtenen Hyphen eine Art Parenchym von dunkelbrauner Farbe. Die flachen Stromata sind kreisrund oder elliptisch, krustig-rauh; auf ihnen erheben sich kegelförmig die Scheitel der Lokuli, schwach glänzend. Die über das ganze Stroma verteilten Ostiola sind erst in durchfallendem Licht deutlich zu sehen, besonders bei Dunkelfeldbeleuchtung. Peripherisch laufen die Stromata in ein kurzes, die Epidermisinterzellulare durchsetzendes Netzwerk von blaßbraunen Hyphen aus. Fruchtschicht wie bei Rehm angegeben, nur fand ich die Asken nicht „apice valde incrassati", sondern am Grunde bauchig; vielleicht ist gemeint, daß die äußere Tunika den inneren Sporensack überragt; die Schlauchmembran selbst ist nicht besonders verdickt. — Wo die Art unterzubringen ist, ist mir zurzeit noch unklar; es wird sich Gelegenheit finden, auf dieselbe zurückzukommen.

II. Asterina nuda Peck.

Auf den Nadeln von *Abies balsamea*, Nordamerika.

Die Gehäuse sitzen auf der Unterseite ziemlich dicht beisammen, ohne sichtbares Myzel, von rundlicher oder etwas elliptisch gestreckter Form, in letzterem Falle immer in der Längsrichtung des Blattes gestreckt. In trockenem Zustande sind sie abgeplattet fladenartig, 85—120 μ im Durchmesser oder 100—135 ≈ 90 μ; die rundlichen sind nabelartig eingesunken, die elliptischen zeigen eine ebenfalls in der Längsrichtung der Matrix gestreckte vertiefte Rinne. Die Oberfläche ist matt glänzend, grobkörnig rauh. Im Querschnitt zeigt sich, daß die Gehäuse nicht oberflächlich dem Blatt aufsitzen, sondern mit einem kräftigen Stiel in dasselbe eindringen. Dieser Fuß entwickelt sich tief unter der Epidermis aus vereinzelten kurzen braunen Hyphen, welche septiert und etwa 5 μ dick sind. Durch innige Verflechtung derselben entsteht zuerst eine breitere parenchymatische dunkelbraune Basalplatte, aus welcher der Perithezienstiel als 40 μ hohe, 8—10 μ dicke zylindrische Säule emporsteigt, aus wenigen parallelen, braunen, 4—5 μ dicken Hyphen zusammengesetzt. Dieses zylindrische Stroma bildet sich auf der Blattfläche zu einem kugeligen Gehäuse aus, welches mit breiter Basis dicht dem Blatte aufliegt. Das Perithezium besteht aus mehreren Lagen von rundlich-polygonalen, rotbraunen, etwa 7—9 μ großen Zellen, die besonders an der Oberfläche im Scheitel dunkel-derbwandig sind. Die Konsistenz ist ziemlich weich, aber zäh. Ostiolum sehr klein, rundlich, aber ohne Periphysen. Die Schläuche sitzen der Grundfläche des Gehäuses parallel auf, ohne alle Paraphysen, an sehr kurzen hyalinen Stielen; die hyaline askogene Schicht ist nur wenig entwickelt. Sporen zu acht, zweireihig, farblos, zweizellig.

Seitlich am Grunde der Gehäuse wird nur wenig Myzel entwickelt. Die dünnen blaß olivenfarbenen 3 μ dicken Hyphen verweben sich in gehirnartigen Windungen zu einer häutigen Membran; andere lösen sich aus diesem Verbande ab und bilden oidiumartige Ketten von kugeligen, locker zusammenhängenden Teilzellen von 3—5 μ Durchmesser; diese Kugelketten werden dann breiter; die Teilzellen wachsen bis zu 8—9 μ Durchmesser, werden dunkel fuliginbraun, derbwandig, lösen sich ab und erscheinen dann vielfach äquatorial septiert oder übers Kreuz dreiteilig. Konidien sechszellig; die beiden Mittelzellen fuliginbraun, beiderseits mit einem farblosen zweizelligen Fortsatz; der untere ist am Ende, der Ansatzstelle der Konidie, gestutzt, der obere läuft spitz zu.

Die Art stellt eine Capnodiazeen-Gattung dar, die von allen bekannten wesentlich abweicht:

Cryptopus Th. n. gen. *Capnodiacearum.*

Perithecia superficialia nigra, ostiolo minuto aperiphysato, parenchymatica, contextu tenaci submolli, stipite cylindrico in mesophyllo radicata, mycelio intramatricali parco brunneo. Mycelium superficiale capno-

dioideum. Conidia 6-cellularia, binis cellulis mediis fuligineis, reliquis hyalinis. Asci aparaphysati, octospori, cylindraceo-ventricosuli. Sporae hyalodidymae.

Cryptopus nudus (Peck) Th.

Syn.: *Asterina nuda* Peck — 38. Rep. St. Mus. p. 102.
Asterella nuda — Sacc. Syll. F. IX p. 397.

Perithecia applanato-globosa vel elliptica, 60—70 μ alta, 85—120 μ diam., atra, nigra, stipite 40 μ longo, 8—10 μ crasso. Asci aparaphysati, clavati vel cylindracei vel ventricosuli, 35—48 ⩽ 10 μ. Sporae hyalinae, medio septatae, distichae, 10—12 ⩽ 3—3½ μ, cellula superiore paullo latiore. — Reliqua ut supra.

III. **Dictyopeltis Colubrinae** (Ell. et Kels.) Th.

Asterina Colubrinae E. et K. — Bull. Torr. Bot. Cl. 1897 p. 207; Syll. F. XIV p. 694.

Auf *Colubrina reclinata*, St. Croix, Westindien.

Gehäuse oberflächlich, flach scheibenförmig, halbiert. Decke aus dicht gehirnartig verflochtenen, etwas zackigen, feinsten Hyphen gewoben, graubraun, am Rande netzig, heller: Hyphen 1½—2 μ breit, bei Druck in zahllose kleinste Teile zerfallend. Ostiolum fehlend; die Decke bei der Reife unregelmäßig breit abgeworfen. Hypothezium sehr zart, farblos, faserig. Paraphysen fehlend. Asken elliptisch-keulig, kurz, zuweilen fast kugelig, 13—22 ⩽ 8—11 μ. Sporen zu acht, regellos im Schlauch liegend, in etwas gestreckten Asken 3—2-reihig, farblos, zweizellig, 7—8 ⩽ 2½ μ.

IV. **Asterostomella Balanseana** (K. et R.) Th.

Vgl. Ann. myc. 1912 p. 182. Wie mir Herr H. Sydow mitteilt, ist die Matrix des Pilzes keine Solanazee, wie von den Autoren angegeben, sondern eine unzweifelhafte *Lawsonia* und der Pilz identisch mit *Asterina Lawsoniae*. Da es jedoch bei der geringen morphologischen Differenzierung der *Asterostomella*-Fruktifikationen schwierig ist, ein solches isoliertes Konidienstadium mit einer reifen *Asterina* zu identifizieren, *Balanseana* überdies im *Asterina*-Stadium nicht existiert, wird es besser sein, den Namen *Asterina Lawsoniae* vorläufig beizubehalten.

V. **Ellisiodothis inquinans** (E. et E.) Th. n. gen.

Syn.: *Asterina inquinans* E. et E.
Asterula inquinans (E. et E.) Th.

Vgl. Ann. myc. 1912 p. 193. — Wie *Asterula Epilobii*, deren vollständige Charakteristik jedoch nicht festgestellt werden kann, entwickelt sich auch diese Art aus einem epidermalen braunen Hypostroma. Dasselbe kriecht locker und zerstreut durch die Epidermiszellen und deren Interzellulare, bricht stellenweise in kompakten kleinen Knäueln durch die

Spaltöffnungen an die Oberfläche und entwickelt hier die Askusstromata (T. VI, Fig. 5). Die Deckschicht ist radiär gebaut, schildförmig, und trennt in wellenförmigem Verlauf die einzelnen Lokuli, indem sie zwischen denselben sich nahe bis zur Blattfläche herabsenkt. Die Grundfläche des ganzen Fruchtkörpers wird von einer farblosen weichen Faserschicht ausgekleidet, welche auch die von den Asken unbesetzten freien Räume am Rande ausfüllt und als Paraphysenschicht zwischen den Asken aufsteigt. Lokuli flach linsenförmig-kegelig, mit Ostiolum (untypisch), ungefähr 80 μ hoch.

Ob die Gattung mit *Asterula* übereinstimmt, ist an den unentwickelten Exemplaren letzterer nicht mit Sicherheit festzustellen. Von *Polystomella* unterscheidet sich *Ellisiodothis* durch die einzelligen Sporen.

Ellisiodothis Th. n. gen. *Dothideacearum.*

Hypostroma dunkel, epidermal. Askusstromata oberflächlich; Deckschicht schildförmig, in welligem Verlauf die Lokuli trennend, radiär, dunkel, ziemlich kohlig; Hypothezium farblos, faserig. Asken paraphysiert, der ganzen Basalfläche aufsitzend, achtsporig. Sporen farblos, einzellig.

Erklärung der Tafeln VI—VII.

Fig. 1. *Cryptopus nudus* (Peck) Th.; Querschnitt durch einen Fruchtkörper.

Fig. 2. — zwei anliegende Fruchtkörper im Querschnitt; halbe Vergrößerung.

Fig. 3. — a) Myzelfaden mit kleinen Kokken; b) große Kokken, fadenförmig zusammenhängend; c) isolierte geteilte Kokken; d) Konidien; e) Asken; f) Sporen.

Fig. 4. *Polystomella Melastomatis* Pat.
a) Stück aus der Deckschicht von oben gesehen; b) Sporen.

Fig. 5. *Ellisiodothis inquinans* (E. et E.) Th. Querschnitt durch ein Stroma.

Fig. 6. *Polystomella crassa* (Rehm) Th. Querschnitt durch das Blatt unterhalb eines Stromas mit epidermalem Hypostroma (s. auch 12, 14).

Fig. 7. *Polystomella confluens* (Pat.) Th.
a) Blattquerschnitt unter einem Stroma, mit stromatischen Hyphenzapfen und farblosen, die Epidermis durchdringenden Befestigungshyphen.
b) Askus mit Sporen (s. auch Fig. 16).

Fig. 8. *Polystomella pulcherrima* Speg. Querschnitt durch ein Stroma (s. auch 11, 13).

Fig. 9. *Cyclotheca Miconiae* (Syd.) Th.
a) Stück der Epidermis, vom normalen Bau in hypertrophischen übergehend.
b) Stück eines Querschnittes durch ein Stroma.

Fig. 10. *Microcyclus angolensis* S. et S. Querschnitt durch ein Stroma (s. auch 18).

Fig. 11. *Polystomella pulcherrima* Speg. Blattquerschnitt mit Hypostroma.

Fig. 12. *Polystomella crassa* (Rehm) Th. Querschnitt.

Fig. 13. *Polystomella pulcherrima* Speg. Partie aus der Deckschicht mit einem Ostiolum.

Fig. 14. *Polystomella crassa*, ein Lokulus stärker vergrößert.

Fig. 15 und 17. *Polystomella labens* (S. et S.) v. H. Querschnitt durch das Blatt mit Hypostroma (15) und ein Stroma im Querschnitt (17).

Fig. 16. *Polystomella confluens* (Pat.) Th. Stroma im Querschnitt (s. auch Fig. 7).

Fig. 18. *Microcyclus angolensis* S. et S. Stroma im Querschnitt, stark vergrößert (s. auch Fig. 10).

Fig. 19—21. *Dothideila Derridis* (P. H.) Th. Drei Fruchtkörper im Querschnitt (21 weniger stark vergrößert).

Notes on some Rusts in India.

By E. J. Butler (Pusa).

Kuehneola Fici (Cast.) Butl. The common fig rust (*Uredo Fici* Cast.) is found in India on several species of *Ficus*, including *F. carica*, *F. palmata*, *F. glomerata* and *F. religiosa*. On the cultivated figs at Pusa, it develops with great intensity in the rainy season, causing a defoliation of the tree. An early stage of the leaf-fall is shown in fig. 1, the attack having commenced on the lower branches of the side from which the photograph was taken. A little later, the ground under such a tree becomes littered with the fallen leaves. As noted by Edgerton[1]), this defoliation does not seem to injure the fig tree, new leaves coming out with as much vigour as ever, year after year.

The rust is usually found in the uredo stage only. The sori occur in great numbers on the under surface of the leaf, which is often covered with a rusty powder, from the large numbers of spores set free. The upper surface is marked with small discoloured spots, corresponding in position to the sori below. The latter are very minute, averaging less than 100 μ in diameter, and are cinnamon-brown in colour. Their structure is rather peculiar. The mycelium forms a pseudo-parenchymatous condensation under the epidermis, the outer layers of which consist of short vertical rows of cubical or oblong cells. The terminal cell of each row swells up to form a uredospore, the epidermis being at the same time pushed up and ultimately ruptured. Around the margin of the sorus a ring of paraphyses develops from the basal stroma and closely encircles the spores. The individual paraphyses are hyaline, thin-walled, cylindrical to narrowly club-saped and usually incurved over the enclosed uredospores. The latter have no distinct stalk, being in direct continuation with the cell rows below. It is possible that after the first-formed spore is liberated, the next cell develops into a new spore; but true spore chains are not formed, though the whole structure suggests a reduced condition of chain formation.

The individual uredospores are sub-globose to obovate and sometimes angular, hyaline when immature, then yellowish-brown, with a moderately thick epispore, studded with small spines and provided with

[1]) Edgerton, C. W. Diseases of the Fig Tree and Fruit. Louisiana Agric. Exper. Stat., Bull. No. 126, 1911, p. 17.

from 2 to 4 distinct germ-pores. They measure from 22 to 30 by 15 to 22 μ in diameter. On germination, the germ-tube, after a short period of growth, usually gives rise to a distinct appressorium (fig. 2 c).

Fig. 1. *Kuehneola Fici* (Cast.) Butl.

The uredo stage is exactly similar on all the hosts mentioned and quite agrees with the descriptions of *Uredo Fici* Cast. The older descriptions of the latter do not mention the occurrence of paraphyses in the sori, but Juel[1]) found them in the original example mentioned by Lagerheim (Ured. Herb. Fries, p. 107).

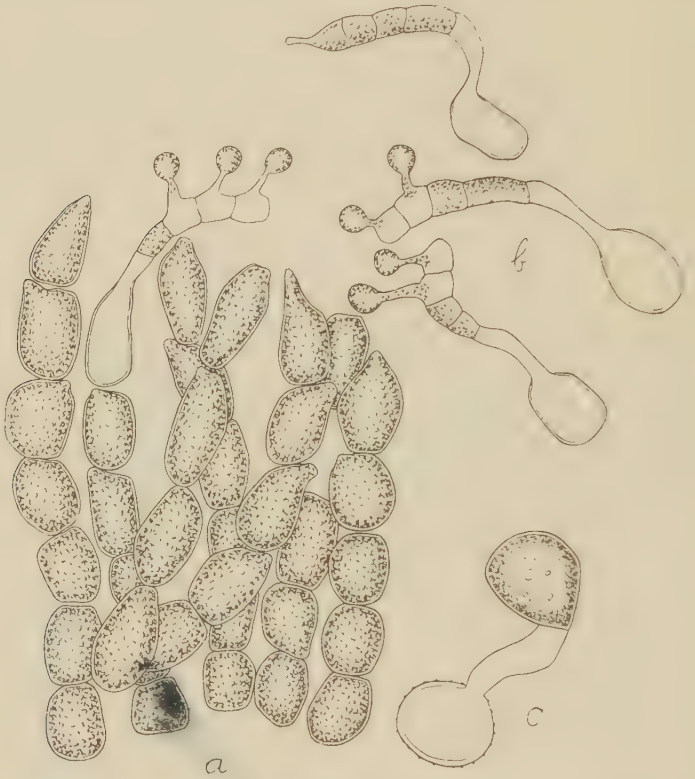

Fig. 2. *Kuehneola Fici* (Cast.) Butl.
a) Part of teleuto sorus. b) Isolated teleutospores germinating. c) Germinating uredospore with appressorium (× 320).

The teleuto stage has hitherto been found only on *Ficus glomerata*, where it occurs intermingled with the uredo sori. The teleuto sori are hypophyllous, minute, waxy, pale in colour, at first covered by the epidermis, then breaking through when germination begins. They occur on small, irregular, reddish-brown spots, similar to those on which the uredo sori are found, both kinds of sori being frequently intermingled. In size there is little difference, the teleuto sori being on the whole rather the smaller.

[1]) Juel, H. O. Die Ustilagineen und Uredineen der ersten Regnell'schen Expedition. K. Svenska Vet.-Akad. Handlingar, XXIII, Afd. III, No. 10, p. 25, 1897.

The teleutospores are formed in chains of from 2 to 7 spores, the individual cells being barrel-shaped, oblong or ovoid, hyaline and from 15 to 22 by 10 to 13 μ in diameter. They are loosely united laterally to form a waxy sorus, but, when ripe, the chains have a tendency to break up into their separate spores (fig. 2 a).

Germination occurs readily, each cell giving a very short, thick, 4-celled promycelium, on which small, round sporidia are borne on short sterigmata, one from each cell.

The fungus is a *Kuehneola*, belonging to the same group as the recently described *Chrysomyxa Vitis*[1], *C. Butleri*, *C. peregrina* and *C. aliena*[2]), which, according to Mr. Sydow (in litt.), must also be regarded as members of *Kuehneola*. The diagnosis of the teleuto stage is as follows:

Kuehneola Fici (Cast.) Butl. Soris teleutosporiferis hypophyllis, sub epidermide ortis, sparsis vel aggregatis, minutis, per maturitatem subpulverulentis, pallidis; teleutosporis 2—7-cellularibus, hyalinis, cellulis singulis oblongo-ellipsoideis vel ovatis, 15—22 ⩻ 10—13 μ, mox promycelio germinantibus.

In foliis *Fici glomeratae*, Pusa.

Coleosporium Oldenlandiae (Mass.) Butl. This fungus was described by Massee, from Himalayan material as *Uredo Oldenlandiae*. Subsequently Sydow found, in Pusa and Mysore specimens, that the spores were formed in chains and altered the name to *Aecidium Oldenlandiae*. The teleuto stage has recently been found at Pusa and shows it to be a *Colcosporium*, the form previously observed being the *Caeoma*-like uredo stage.

The uredo sori are of medium size, prominent and rather evenly scattered on the whole or part of the under surface of the leaf, a few being also found on the upper surface. Affected leaves turn brown uniformly, without the formation of definite spots corresponding to the sori. The latter are formed immediately below the epidermis, which is pushed up and ruptured by the pressure of the spore chains, the remains forming a collar round the sorus. The end spore of the chain has, when young, a thick hyaline cap, which dissolves as the sorus reaches maturity, but leaves a vestige in the shape of fine reticulate markings on the inner wall of the epidermis. There is no peridium and no trace whatever of paraphyses.

The uredo spores are yellow when fresh, but often lose colour on drying. They are formed in distinct chains, intermediate cells being clearly visible between the lower spores. They vary in shape from oblong to obovate, the apex being often obliquely truncate, and in size

[1]) Butler, E. J. The rusts of wild vines in India. Ann. Mycol. X, p. 158, 1912.

[2]) Sydow, H. & P. and E. J. Butler. Fungi Indiae Orientalis IV, Ann. Mycol., X, p. 267, 1912.

from 20 to 25 by 11 to 13 μ. The epispore is colourless, about 2 μ thick, and so densely crowded with small blunt warts as to give it a pitted appearance.

The teleuto sori are hypophyllous, mostly very minute (100 to 200 μ in diameter), scattered or aggregated, superficial, waxy and brownish-red in colour. They arise from a condensation of the mycelium in the substomatal spaces, and the first formed spores emerge through the opening of the stoma. In the larger sori, the epidermis in the neighbourhood of the stoma is forced up and disintegrated, but does not persist as a collar round the sorus. Two or more sori may thus unite, the epidermis between them disappearing wholly or in part.

Fig. 3. *Coleosporium Oldenlandiae* (Mass.) Butl. Uredo (× 320) and teleuto (× 430).

The teleutospores are thin-walled, club-shaped and with a short sterile base, which becomes emptied of protoplasm as the spores mature. New spores are formed as the older ripen, and the one sorus may contain all stages from the first origin to the empty spore after germination. At maturity the teleutospore divides into 4 cells, by very thin partitions, the lower of which are transverse but the upper usually vertical or oblique. Each cell germinates independently but generally at about the same time, giving out a thick sterigma, tapering at the top and of moderate length (20 by 8 μ). At the tip a single round sporidium is borne. The ripe spores measure from 40 to 70 μ in length and 18 to 28 μ in breadth at the thickest part. They are yellowish-brown in colour.

Vertical septation of the teleutospore is already known in several species of *Coleosporium*[1]). In the present species it is of such frequent occurrence as to be considered normal. The species therefore represents

[1]) Magnus, P. Über eine Funktion der Paraphysen von Uredolagern, nebst einem Beitrage zur Kenntnis der Gattung Coleosporium. Ber. d. deutsch. botanisch. Gesellschaft, XX, 1902, p. 334.

a section of *Coleosporium*, corresponding to the *Diorchidium* section of *Puccinia*.

Another peculiarity of the species is the emergence of the teleutospores through the stomata. Even in the larger sori the epidermis is not pushed up into a pustule but rather forced apart by lateral pressure around the stoma. The newly formed spores force their way up between the old and increase this pressure. Hence the mature spores are truly superficial, and this probably accounts for the absence of the gelatinous thickening found at the apex of the spore in most members of the genus, and for the comparatively short sterigmata. The diagnosis of the teleuto stage is as follows:

Coleosporium Oldenlandiae (Mass.) Butl. Soris teleutosporiferis hypophyllis, ceraceis, brunneo-rubris, minutis, (0,1 to 0,2 mm. diameter), pulvinatis, sparsis vel confertis, interdum confluentibus, e stomate oriundis; teleutosporis oblongo-clavatis, supra rotundatis, membrana apice non vel parum incrassata, quadrilocularibus, septo superiore plerumque verticali vel obliquo, contextu e flavo-aurantiaco subhyalino, 40—70 × 18—28 μ, mox germinantibus; sterigmatibus hyalinis, subulatis, 20 × 8 μ, sporidiolis globosis, 8 μ diameter.

In foliis *Oldenlandiae asperae*, Pusa.

Puccinia Kühnii (Krüg.) Butl. The rust of sugarcane was first described as *Uromyces Kuhnii*, by Krüger, in Java, in 1890[1]). In 1893, Cobb[2]) found the same fungus to be the cause of cane rust in Australia. Wakker and Went[3]) showed that it was not a *Uromyces*, only uredospores being found in the sori. It has since been recorded from India[4]) and Japan[5]). In Java it occurs also on *Saccharum spontaneum* and in India on this and several other wild Saccharums, though it has not been observed here on the sugarcane itself. It has been pointed out that, in India, forms with the spore wall especially thickened at the apex occur on some hosts, and Ito has found both forms with this thickening, and forms with equally thickened walls all round, in the same sori. It is probable that it was the occurrence of the former type of spore that led Krüger to consider the fungus to be a *Uromyces*.

[1]) Krüger, W. Mededeelingen v. h. Proefstation West Java, Kagok Tegal, Deel 1, 1890.

[2]) Cobb, N. A. Plant Diseases and their Remedies. Diseases of the sugar-cane. Dept of Agric., New South Wales, 1893, p. 22.

[3]) Wakker, J. H. & F. A. F. C. Went. De ziekten van het suikerriet op Java, 1898, p. 144.

[4]) Sydow, H. & P. & E. J. Butler. Fungi Indiae Orientalis I, Ann. Mycol. IV, 1906, p. 445.

[5]) Ito, S. On the Uredineae parasitic on the Japanese Gramineae. Journal of the Sapporo Agric. College, Japan III, 1909, p. 244.

Paraphyses were figured by Cobb, but are not metioned by the other observers. They occur in the Indian forms at the margin of the sori and are club-shaped or cylindrical and brownish in colour.

In specimens collected recently in Burma on *Saccharum spontaneum*, the teleuto stage was found, and shows the fungus to be a *Puccinia*. The teleutospores may occur in separate sori on the under surface of the leaf, the sori being small, linear and blackish, or may occur intermixed in the uredo sori. In the latter case, they clearly arise from the same mycelium as the uredospores, and there is no doubt that the two spore forms belong to the same fungus. They are accompanied by paraphyses, similar to those of the uredo sori.

Fig. 4. *Puccinia Kuhnii* (Krüg.) Butl. × 520).

The teleutospores are oblong-clavate, rounded or somewhat flattened above, attenuated below, not constricted or only slightly so at the septum, pale yellow in colour (? immature) and measure 25—40 ⩻ 10—18 μ in diameter. The spores are borne on very short pedicels. It is possible that the body figured by Cobb as a 2-celled paraphysis, was an immature teleutospore, as it corresponds in size and shape with the young teleutospores of the Burma specimens.

The following is a diagnosis of the teleuto stage of this rust:

Puccinia Kühnii (Krüg.) Butl. Soris teleutosporiferis hypophyllis, minutis, linearibus, atris; teleutosporis oblongo-clavatis, apice rotundatis vel truncatis, non incrassatis, medio non vel vix constrictis, basi attenuatis, levibus, dilute flavis (? immaturis), 25—40 ⩻ 10—18 μ; pedicello hyalino, brevissimo.

In foliis vivis *Sacchari spontanei*, Bassein, Burma.

Über einige neue und bemerkenswerte Uredineen.

Von P. Dietel.

1. Neue Arten aus Amerika und Japan.

Chrysocelis Mühlenbeckiae Lagerh. et Diet. n. sp.

Maculis flavidulis vel brunneis circularibus interdum confluentibus. Pycnidiis epiphyllis immersis globosis, apice conoideis. Soris teleutosporiferis hypophyllis minutis in acervulos circulares 2—3 mm latos congestis, margine epidermide flavo-brunnea circumdatis, demum confluentibus, applanatis aureis; teleutosporis cylindraceis vel clavatis, 100—130 μ longis, 12—25 μ latis, sessilibus, episporio tenui hyalino levi indutis.

Auf den Blättern zweier Arten von *Mühlenbeckia*, einer mit größeren, unterseits reichlich kurz behaarten Blättern und einer mit kleineren, unbehaarten Blättern. Auf beiden Arten, besonders auf der kleinblätterigen wurde der Pilz bei San Jorge bei Quito in Ecuador und auf der großblätterigen auch am Vulkan Corazon in der subandinen Region von G. v. Lagerheim gefunden.

Von *Chrysocelis Lupini* Lagerh. et Diet. (beschrieben in Mayor, Contribution à l'étude des Urédinées de Colombie), die gleichfalls in Ecuador vorkommt, ist die vorliegende Art sowohl durch die weit größeren Dimensionen der Sporen als auch durch das Fehlen der Aecidien deutlich verschieden.

Puccinia macrospora Diet. n. sp.

Soris teleutosporiferis caulicolis pulvinatis firmis usque 2 cm longis nudis obscure castaneis. Teleutosporis oblongis utrinque rotundatis vel basi angustatis, ad septum leniter constrictis, 55—83 × 29—34 μ episporio castaneo 2—3 μ crasso, apice 5—10 μ incrassato levi indutis, pedicello longo, sporam longitudine superante hyalino persistenti suffultis.

Auf *Tessaria absinthioides* DC., Santiago, Chile, Juni 1910 leg. K. Reiche.

Von diesem Pilze liegt nur ein einziges Exemplar vor, ein Stengelstück, welches ein einziges großes Sporenlager trägt. Unsere Beschreibung wird daher bezüglich der Art des Auftretens der Ergänzung bedürfen. In letzterer Beziehung gleicht *P. macrospora* der nordamerikanischen *P. splendens* Vize auf *Pluchea (Tessaria) borealis*. Bei dieser ist aber die Dicke der Sporenmembran erheblich größer, nämlich 5—6 μ an den seitlichen Wänden, die Sporen selbst sind etwas kleiner. Auch von *P. Tessariae*

(Speg.) Diet,, die auf derselben Nährpflanze lebt wie *P. macrospora* ist die letztere verschieden. Die Sporen sind bei jener nur vereinzelt über 60 μ lang, bei dieser aber meist nicht unter 68 μ, sind also bei ungefähr gleicher Breite schlanker. Ganz verschieden ist die Art des Auftretens und vielleicht auch die Entwicklung.

Puccinia maligna Diet. n. sp.

Soris in foliis caulibusque tumores forma et magnitudine varios obtegentibus vel folia valde deformata plane amplectentibus nudis pulverulentis obscure castaneis. Teleutosporis ellipsoideis, utrinque rotundatis, ad septum leniter constrictis, episporio 2—2,5 μ crasso aequali vel apice paullo incrassato brunneo verrucis parvis laxe dispositis ornato vestitis, 27—31 ⩽ 17—20 μ, pedicello caduco instructis.

Auf *Tecoma stans* Juss. Mexico, leg. K. Reiche.

Die auffälligen Deformationen, die dieser Pilz verursacht, sind im wesentlichen nicht verschieden von denjenigen, welche *Pucc. exitiosa* Syd. et Holw. an *Tecoma mollis* hervorbringt. Auf den Blättern sind die Sporenlager oft von mittlerer Größe, kreisrund, einige Millimeter im Durchmesser und blasig gewölbt. Mit Vorliebe werden die Blattnerven von der Basis des Stieles aus ergriffen. Die Deformationen sind um so stärker, je umfangreicher die vom Pilze ergriffenen Stellen sind. An den Stengeln erreichen die braunen vom Pilze erzeugten Gallen die Größe eines kleinen Hühnereies. Manche Blätter werden unter starker Deformation vom Pilze vollständig eingehüllt.

Wie im Auftreten, so ist auch in der Beschaffenheit der Sporen *Pucc. maligna* der *Pucc. exitiosa* außerordentlich ähnlich. Diese sind bei letzterer nur um ein Geringes größer. Ein wirklicher Unterschied besteht nur insofern, als bei *Pucc. exitiosa* die Membran der Sporen dicker, ca. 4 μ stark ist und diese Verdickung auch an der Scheidewand der beiden Zellen von den Seiten her nach innen greift. Infolgedessen sind die einander zugewendeten Flächen beider Zellen stark konvex gekrümmt, bei *Pucc. maligna* dagegen fast eben.

Hyalopsora japonica Diet. n. sp.

Maculis fuscis indeterminatis: soris epiphyllis sparsis vel irregulariter laxe aggregatis, epidermide rupta diu tectis pseudoperidio tenerrimo inclusis. Uredosporis aureis valde irregularibus polyedricis angulatis, ellipsoideis vel oblongis, basi saepe angustatis, 30—42 ⩽ 20—30 μ, episporio 3—6 μ crasso hyalino levi, poris ca. 6—8 instructo vestitis. Teleutosporis non visis.

Auf *Polypodium senanense* Max. Mt. Komagadake, Kai, Aug. 1902 leg. K. Tamura.

In dem vorliegenden Material sind nur die hier beschriebenen dickwandigen Uredosporen vorhanden. Die Membrandicke überschreitet an den Sporenecken oft noch die oben angegebene Grenze.

Coleosporium Cirsii-japonici Diet. n. sp.

Maculis epiphyllis purpureis vel flavescentibus: soris teleutosporiferis hypophyllis minutis, numerosis in acervulos rotundatos vel irregulares congregatis aurantiacis; teleutosporis cylindraceis vel clavatis, ca. 70 μ longis, 18—25 μ latis.

Auf *Cirsium japonicum* DC. var. *vulcani* Fr. et Lav. Jatebayashi, Prov. Kozuke. Oct. 1912 leg. Nambu.

Uredo Tripetaleiae Diet. n. sp.

Maculis fuscis vel atropurpureis indeterminatis; soris hypophyllis minutis, in acervulos circulares vel irregulares aggregatis, pseudoperidio tenero hemisphaerico inclusis; uredosporis oblongis, 20—24 ⩽ 11—15 μ, episporio tenui hyalino subtiliter echinulato praeditis.

Auf *Tripetaleia bracteata* Max. Mt. Fuji, Suruga. Aug. 1902 leg. K. Tamura.

Diese Pilzform gehört offenbar zu *Pucciniastrum* resp. *Thekopsora*. Von *Pucciniastrum Kusanoi* Diet. auf *Clethra* ist sie durch die Art des Auftretens verschieden.

Aecidium Philadelphi Diet. n. sp.

Maculis rotundatis ca. 5 mm latis vel indeterminatis, interdum confluentibus rubiginosis vel brunneis. Pseudoperidiis hypophyllis laxe aggregatis 150—160 μ latis cylindraceis fragilibus; aecidiosporis globosis 25—30 μ diam. vel usque 34 μ longis, episporio tenui subtiliter verrucoso vestitis.

Auf *Philadelphus coronarius* L. var. *Satsumi* Max. Nikk, Juni 1903 leg. N. Nambu.

Aecidium dispersum Diet. n. sp.

Pycnidiis cum aecidiis intermixtis per totam inferiorem paginam foliorum aequaliter dispersis, pseudoperidiis cupuliformibus, margine revoluto subtiliter denticulato donatis; aecidiosporis subglobosis vel polyedricis 20—22 μ latis usque 25 μ longis, episporio tenui dense verruculoso vel inaequaliter granulato donatis.

Auf *Apios Fortunei* Max. Mt. Gozaisho, Zaisho-mura, Tosa. Juni 1912 leg. T. Yoshinaga.

Der Pilz erinnert in seinem Auftreten an *Aecidium leucospermum*, das Myzel überwintert in den Trieben, die Blätter bleiben anscheinend kleiner, sind dicker als die normalen und von gelblicher Farbe.

Aecidium Reichei Diet. n. sp.

Pseudoperidiis petiolicolis vel hypophyllis in maculis plerumque flavis vel flavo-brunneis, in foliis acervulos circulares vel oblongos bullatos magnitudine varios usque 2 cm longos formantibus, in petiolis tumores majores vel etiam distorsiones generantibus, minutis confertis aurantiacis, margine recto vel parum revoluto subtiliter denticulato praeditis; sporis ellipsoideis, polyedricis vel oblongis, 20—28 ⩽ 17—21 μ, subtilissime

verruculosis; cellulis pseudoperidii 4—6 angulatis, subtiliter verrucosis 20 μ latis, 25—35 μ longis.

Auf *Cardiospermum halicacabum* L. Mexico, 1913, leg. K. Reiche.

Wir benennen diesen Pilz zu Ehren seines Entdeckers, Herrn Dr. K. Reiche. In der Art seines Auftretens erinnert dieses Aecidium einigermaßen an *Aec. Rhamni.* Von *Aec. Cardiospermi* Cke. ist es gänzlich verschieden.

2. Die Puccinia-Arten auf Baccharis und ihre Aecidien.

Eine in mancher Beziehung bemerkenswerte Gruppe eng zusammengehöriger Arten bilden die in Nord- und Südamerika auf Baccharis lebenden Arten der Gattung *Puccinia* Es sind bis jetzt, wenn wir die in Sydows Monographia Uredinearum als zweifelhafte Art bezeichnete *Puccinia Moelleriana* P. Henn. mitzählen, im ganzen 22 Spezies bekannt. Schon die Teleutosporen dieser Arten weisen sehr beträchtliche Verschiedenheiten auf, namentlich hinsichtlich der Größe und der Beschaffenheit der Sporenstiele. So sind z. B. die Sporen von *Pucc. Baccharidis hirtellae* Diet. et Holw. 32—46 μ lang, diejenigen von *Pucc. caeomatiformis* Lagerh. 70—135 μ, und die Stiele sind bei manchen hinfällig und ziemlich kurz, bei anderen derber, sehr lang und in manchen Fällen zugleich bauchig erweitert. Aber fast noch größer sind die Unterschiede, die die zugehörigen Aecidiumformen aufzuweisen haben. Eine wohlausgebildete Peridie ist nur bei wenigen Arten vorhanden, nämlich bei *Pucc. egregia* Arth. auf *Baccharis oaxacana*, wo sie zylindrisch oder seitlich abgeflacht ist, und bei *Pucc. oaxacana* Diet. et Holw., die eine wohl entwickelte, aber sehr hinfällige, aus leicht sich voneinander trennenden Zellen gebildete Peridie hat (= *Aecidium fragile* Diet. et Holw.). Diesen Arten lassen sich dann weiter diejenigen anschließen, die zwar deutliche Peridialzellen ausbilden, bei denen aber diese Zellen isoliert bleiben und nicht zu zusammenhängenden Verbänden vereinigt sind. Einen Fall dieser Art beschreibt Eug. Mayor von *Pucc. Baccharidis rhexioidis* Mayor in seiner „Contribution à l'étude des Urédinées de Colombie" p. 517, indem er zu dieser Spezies bemerkt: „Pas de péridie nette, seulement quelques cellules isolées".

Ein zweiter Fall dieser Art, der freilich noch der weiteren Aufklärung bedarf, liegt bei *Pucc. Baccharidis hirtellae* Diet. et Holw. vor. An einem Originalexemplar dieses Pilzes fanden sich einige veraltete Aecidienlager, die vollkommene Übereinstimmung aufwiesen mit einer Pilzform, die ich von Herrn Dr. K. Reiche aus Mexico erhalten hatte. Die Nährpflanze ist in diesem Falle nicht näher bestimmt, sondern nur als „nicht blühende Composite" angegeben. Nach der Ansicht des Herrn Dr. Reiche ist es keine *Baccharis*. Auf denselben Blättern waren auch zwei Uredolager vorhanden, deren Sporen ebenfalls völlig mit denen der genannten *Puccinia* übereinstimmten. Diese Aecidienform tritt auf den Blättern und Zweigen auf, die sie meist erheblich deformiert und mit ihrem goldgelben Sporen-

pulver bedeckt. Der Pilz bricht besonders üppig an der Basis der Blätter und Triebe hervor; auf der Blattfläche treten die Sporenlager in Gruppen von verschiedener Größe und Anordnung auf. Über ihnen wölbt sich die derbe Epidermis und wird mit einem Längsrisse oder einem unregelmäßigen Loche durchbrochen. Die Sporen sind ellipsoidisch oder eiförmig, an der Basis oft kegelförmig verschmälert, 27—35 μ lang, 17—25 μ breit, vereinzelt auch spindelförmig und dann bis 43 μ lang. Das Epispor ist mit kleinen Warzen dicht besetzt. In denselben Sporenlagern findet man nun auch isolierte Zellen, die nur als Peridialzellen angesprochen werden können. Sie sind oft voluminöser, vor allem breiter als die Sporen, nämlich 25—35 μ breit, haben keinen gelben Inhalt und ihre Membran ist mit groben, derben Warzen besetzt. Auf Schnitten durch kleinere Sporenlager ließ sich feststellen, daß diese Zellen nur am Rande der Lager gebildet werden und daß sie die Warzen auf der Innenseite tragen, auf der Außenseite dagegen fast glatt sind. Es ist endlich zu erwähnen, daß zwischen diesen Zellen und den eigentlichen Sporen sich alle Zwischenstufen finden insbesondere auch insofern, als manche von ihnen mehr oder weniger reichlich den gelben Inhalt führen.

Die Aecidien der übrigen *Baccharis* bewohnenden Puccinien, soweit sie sich auf Grund gemeinschaftlichen Vorkommens nachweisen ließen, haben weder Peridien, noch ist bei ihnen das Vorhandensein isolierter Peridialzellen zu beobachten, sie sind also vom Caeomatypus. Es sind dies folgende: *Pucc. exornata* Arth. auf *Baccharis thesioides; Mayerhansi* Mayor auf *Baccharis oronocensis; Pucc. Montoyae* Mayor auf *Baccharis floribunda; Pucc. Ancizari* Mayor auf *Baccharis nitida*; *Pucc. evadens* Harkn. auf verschiedenen Arten von *Baccharis*. Ferner gehört zu *Pucc. Baccharidis* Diet. et Holw. das *Caeoma punctatoc[illegible]arum* Diet.; beide wurden gemeinschaftlich auf *Bacch. glutinosa* in Mexico und Chile sowie auf *Bacch. caerulescens* in Mexico gefunden. Zu *Pucc. Henningsii* Diet. gehört *Caeoma Negerianum* Diet., sie wurden gemeinschaftlich auf *Bacch. dracunculifolia* in Brasilien gefunden.

Eine andere, bisher noch nicht beschriebene *Aecidien*-Form fand ich an einem kleinen Originalexemplar von *Pucc. Baccharidis cassinoidis* P. Henn. Die kleine Gruppe von Sporenlagern umgibt eine Spermogoniengruppe auf der Oberseite des Blattes. Die Epidermis ist über den Sporenlagern emporgewölbt und entläßt die Sporen durch ein kleines rundes Loch. Die Sporen sind breit ellipsoidisch oder eiförmig bis fast kugelig, 35—50 μ lang und 25—29 μ breit, ihre farblose Membran ist mit scharf abgesetzten Längsleisten besetzt, die von der Basis zum Scheitel verlaufen und vielfach, besonders im oberen Teile unregelmäßig unterbrochen und in kürzere Stücke aufgelöst sind. Peridialzellen sind nicht vorhanden.

Schließlich sei hier noch *Pucc. Baccharidis triplinervis* P. Henn. erwähnt. Ich vermag diesen Pilz nicht von *Pucc. Conyzae* P. Henn. zu unterscheiden, die auf *Conyza triplinervia* vorkommt. An einem Exemplar auf letzterer

Nährpflanze fand ich neben den Uredo- und Teleutosporen in großer Anzahl auch alte Caeomalager. Diese treten in kleinen Gruppen auf, welche über beide Seiten der Blätter zerstreut sind. Am Rande sind sie von der Epidermis umgeben und teilweise bedeckt. Eine Peridie ist nicht vorhanden. Die Sporen sind ellipsoidisch, 27—40 μ lang, 20—30 μ breit und mit scharf abgesetzten hohen Warzen besetzt, die oft unregelmäßig gestaltet und in der Längsrichtung der Spore verlängert sind.

Das Vorkommen isolierter Peridialzellen ist übrigens nicht auf die oben genannten Arten beschränkt, denn E. Mayor gibt das gleiche Verhalten für *Aecidium Vernoniae mollis* Mayor an. Ähnlich scheinen die Verhältnisse auch für *Aecidium Carpochaetes* Syd. zu liegen, zu welcher die Autoren (Annal. mycol. I. p. 20) bemerken: „Diese Art neigt schon sehr zu den Caeomaformen, da die Aecidienwand nur unvollkommen entwickelt ist.“ Vielleicht gehört auch *Endophyllum Vernoniae* Arth. in diesen Formenkreis.

Neue Literatur.

Beauverie, J. Fréquence des germes de rouille dans l'intérieur des semences de Graminées (Compt. Rend. Acad. Sc. Paris CLVII, 1913, p. 787—790).

Bertrand et Sartory, A. Les champignons comestibles et non comestibles des environs de Nancy (Bull. Soc. Sc. Nancy, 3, XIV, 1913, p. 82—218).

Briosi, G. Rassegna Crittogamica dell' anno 1912. Con notizie sulla malattie delle Leguminose da seme dovute a parassiti vegetali (Atti Ist. bot. Univ. Pavia 1913, 32 pp.).

Butler, E. J., and Abdul Hafiz Khan. Some new sugarcane diseases (Mem. Dept. Agric. India. Bot. Ser. VI, no. 6, 1913, p. 181—208, 6 tab.).

Chabill, C. H. Production of secondary sporidia by Gymnosporangium (Phytopathology III, 1913, p. 282—284, 1 fig.).

Codur et Thiry. Aspergillus et argent métallique (Compt. Rend. Soc. Biol. Paris LXXIV, 1913, p. 487—488).

Comes, O. Della resistenza dei frumenti alle ruggini. Stato attuale della questione e provvedimenti (Atti R. Istit. Incoragg. Napoli, 6a. IX, 1913, 22 pp.).

Davis, J. J. The introduction of a European pine rust into Wisconsin (Phytopathology III, 1913, p. 306—307).

Dorogin, H. Vorläufige Mitteilungen über ein neues Mittel zur Bekämpfung des amerikanischen Stachelbeermehltaues (Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. XXIII, 1913, p. 334—335).

Falck, R. Örtliche Krankheitsbilder des echten Hausschwammes (Mykol. Untersuch. und Berichte I, 1913, p. 1—20, 16 fig.).

Falck, R. Die Fruchtkörperbildung der im Hause vorkommenden holzzerstörenden Pilze in Reinkulturen und ihre Bedingungen (l. c., p. 47—66, 3 tab., 10 fig.).

Falck, R. Kritische Bemerkungen zu den Hausschwammstudien Wehmers (l. c., p. 67—76).

Farneti, R. Norme pratiche per combattere la malattia dell' inchiostro nei Castagni (Rivista Patol. veget. VI, 1913, p. 33—41).

Farneti, R., Lissoni, E. G., e Montemartini, L. La resistenza del Castagno Giapponese alla malattia dell' „inchiostro". Ricostituzione

dei castagneti distrutti dalla moria. (Rivista Patol. veget. VI, 1913, p. 1—7.)

Fragoso, R. G. Acerca de algunos Uredales de nuestra Flora (Bol. Soc. española Hist. nat. 1913, p. 469—473, 1 fig.).

Heald, F. D., and Gardner, M. W. The relative prevalence of pycnospores and ascospores of the chestnut blight fungus during the winter (Phytopathology III, 1913, p. 296—305, tab. XXVI—XXVIII).

Herter, W. Zur Kritik neuerer Speciesbeschreibungen in der Mycologie. Über drei angeblich neue Aspergillaceen (Mycolog. Centralblatt III, 1913, p. 286—290).

Hesler, L. R. Physalospora Cydoniae (Phytopathology III, 1913, p. 290—295, tab. XXV, 2 fig.).

Himmelbaur. Weitere Beiträge zum Studium der Fusarium-Blattrollkrankheit der Kartoffel (Oesterr.-ungar. Zeitschr. f. Zuckerind. u. Landw. XLII, 1913, 28 pp., 9 fig., 1 tab.).

Hollos, L. Zu den Gasteromyceten Ungarns (Magyar bot. Lapok XII, 1913, p. 188—200, 2 tab.).

Köck, G. Spumaria alba auf Asparagus plumosus (Oesterr. Gartenzeitung VIII, 1913, p. 344, 1 fig.).

Le Dantec, A. Note sur un Mycoderme rencontré dans les fèces de deux matelots béribériques (Compt. Rend. Soc. Biol. Paris LXXIV, 1913, p. 412—413).

Lepierre, C. Inutilité du zinc pour la culture de l'Aspergillus niger (Compt. Rend. Acad. Sc. Paris CLVII, 1913, p. 876—879).

Long, W. H. A preliminary note on Polyporus dryadeus as a root parasite on the oak (Phytopathology III, 1913, p. 285—287).

Macbride, T. H. Note on Plowrightia morbosa (Phytopathology III, 1913, p. 311—312).

Mattirolo, O. „Jaczewskia". Illustrazione di un nuovo genere di „Hysterangiaceae" (Mem. R. Accad. Sc. Torino ser. 2, LXIII, 1912, p. 213—218, 1 tab.).

Mattirolo, O. „Podaxon Ferrandi" nuova specie della Somalia italiana (Annali di Botanica XI, 1913, p. 453—458, tab. X).

Morgenthaler, O. Die Pilze als Erreger von Pflanzenkrankheiten (Mykol. Untersuch. und Berichte I, 1913, p. 21—46, 4 fig.).

Spaulding, P. Notes on Cronartium Comptoniae, II. (Phytopathology III, 1913, p. 308—310).

Theissen, F. Über Membranstructuren bei den Microthyriaceen als Grundlage für den Ausbau der Hemisphaeriales (Mycolog. Centralblatt III, 1913, p. 273—286, 1 tab., 4 fig.).

Wolf, Fr. A. Control of apple black-rot (Phytopathology III, 1913, p. 288—289).

Bachmann, F. M. Origin and development of the apothecium in Collema pulposum (Bernh.) Ach. (Archiv f. Zellforsch. 1913, 62 pp., 7 tab.).

Galloe, O. Forberedende Undersoegelser til en Almindelig likenokologi (Dansk bot. Ark. I, 1913, 119 pp.).

Harmand, J. Lichens de France. Catalogue systématique et descriptif (En environ 10 fascicules). Fasc. 5. Crustacés (Pannariés, Heppiés, Lécanorés, Pertusariés, Thélotrémés) (Paris 1913, 8°, p. 761—1185, 3 tab.).

Howe, R. H. jr. Some Alaskan Lichens (Botan. Gazette LVI, 1913, p. 496—500, 2 fig.).

Referate und kritische Besprechungen[1]).

Banker, H. J. Type studies in the Hydnaceae — VI. The genera Creolophus, Echinodontium and Hydnodon (Mycologia V, 1913, p. 293—298).

Zu *Creolophus* Karst. (syn. *Climacodon* Karst.) stellt Verf. *Hydnum septentrionale* Fr., *H. agaricoides* Sw. und *H. pulcherrimum* B. et C. Die Gattung unterscheidet sich von *Steccherinum* durch die fleischige Konsistenz der Fruchtkörper.

Ferner werden besprochen *Echinodontium* Ell. et Ev. (syn. *Hydnofomes* P. Henn.), *Gloiodon* Karst. (syn. *Sclerodon* Karst., *Leaia* Banker) und *Hydnodon* gen. nov., begründet auf *Hydnum thelephorum* Lév. (= *Thelephora putinaeformis* Mont., *Hydnum lateritium* Massee). Die neue Gattung wird folgendermaßen charakterisiert: Fruchtkörper gestielt, Hut ausgebreitet, unregelmäßig, orange bis rot gefärbt. Substanz fleischig, dünn, trocken, hart und zerbrechlich. Stiel unregelmäßig. Zähne kurz, steif, ohne bestimmte Form, warzenähnlich, rötlich. Sporen klein, weißlich, stachelig.

Lloyd, C. G. Synopsis of the genus Cladoderris (Cincinnati, Ohio, July, 1913, 12 pp., 11 fig.).

Von der tropischen Gattung *Cladoderris* unterscheidet Verf. nur 5 gute Arten, *Cl. dendritica*, *elegans*, *funalis*, *infundibuliformis*, *spongiosa*, sowie 3 Arten, die vielleicht besser nur als Formen oder Varietäten zu betrachten sind, nämlich *Cl. membranacea*, *scrupulosa*, *Trailii*. Die sonst von verschiedenen Autoren noch hierher gestellten weiteren 25 Species sind teilweise mit den vorgenannten zu vereinigen, teilweise anderen Gattungen angehörig.

Als unterscheidende Speziesmerkmale sind zu nennen: Die Form der Hymeniumfalten (ob schmal und scharf oder breit und stumpf), das Fehlen oder Vorhandensein von Papillen und die mehr oder weniger stark ausgebildete filzige Beschaffenheit der Hutoberfläche.

---

[1]) Die nicht unterzeichneten Referate sind vom Herausgeber selbst abgefaßt.

Mayor, Eug. Contribution à l'étude des Urédinées de Colombie. (O. Fuhrmann et Eug. Mayor, Voyage d'exploration scientifique en Colombie. Mém. de la Soc. neuchât. des Sc. nat. 1913, **5**, p. 442—599, 105 fig.).

Auf einer Forschungsreise durch Kolumbien hat der Verf. eine große Anzahl von Uredineen gesammelt, deren Bearbeitung er hier veröffentlicht. Es wird damit die Lücke teilweise geschlossen, die sich zwischen Nord- und Südamerika hinsichtlich ihrer Erforschung nach diesen Parasiten noch befand. Zurzeit waren nur 6 Arten von Uredineen aus Kolumbien bekannt, von denen der Verf. zwei gleichfalls sammelte. Im ganzen fand er 158 Arten, so daß also gegenwärtig die Zahl der von dort bekannten Species sich auf 162 beläuft. 84 Arten, also reichlich die Hälfte, sind neu, für die übrigen werden fast durchweg neue Nährpflanzen angegeben. Am reichlichsten fand der Verf. die Uredineen in der temperierten Region von 1000—2000 m Seehöhe entwickelt sowohl hinsichtlich der Artenzahl, als auch hinsichtlich der Individuenzahl. Etwa die Hälfte der angeführten Arten aus den Gattungen *Uromyces* und *Puccinia* sind Lepto- und Mikroformen.

Wie zu erwarten, stellt sich die Uredineenflora von Kolumbien als ein Zwischenglied zwischen den Floren von Mexiko und Guatemala einerseits und von den weiter südlich gelegenen Ländern des Südkontinents andererseits dar. Besonders deutlich kommt dies zum Ausdruck in dem Auftreten gewisser *Uromyces*-Arten auf *Rubus* und *Puccinia*-Arten auf *Baccharis*. Auf *Rubus* fehlt bekanntlich die Gattung *Phragmidium* von Mexiko südwärts gänzlich und ist hier vertreten durch gewisse *Uromyces*-Arten, die von der Mehrzahl der Arten dieser Gattung einigermaßen abweichen und eine natürliche Gruppe eng verwandter Arten darstellen. Von den sechs teils aus Mexiko und Zentralamerika, teils aus Ekuador, Bolivia und Brasilien bekannten Arten wurden drei in Kolumbien aufgefunden, dazu aber werden drei neue beschrieben, nämlich *Uromyces cundinamarcensis* auf *Rubus peruvianus*, *U. Rubi-urticifolii* und *U. variabilis* auf *Rubus* spec. Von diesen weist die erstere mit ihren bis 100 μ langen Sporen deutlich auf die Gattung *Hamaspora* hin, die sich in den ostwärts gelegenen Ländern der Südhemisphäre aus solchen *Uromyces*-Formen heraus entwickelt hat, während *U. variabilis* auf die Gattung *Kuehneola* hinzudeuten scheint. Es sind nämlich bei diesem Pilze die Teleutosporen an dem verbreiterten abgestutzten Scheitel mit groben Membranwarzen oder Buckeln besetzt, und man braucht sich nur eine Reihe solcher Sporen übereinanderstehend zu denken, um ein genaues Bild der *Kuehneola albida* zu haben.

Das Verbreitungsgebiet dieser *Rubus* bewohnenden Pilze deckt sich ungefähr mit demjenigen der Puccinien auf *Baccharis*. Von den 16 Arten, welche bisher auf *Baccharis* bekannt geworden sind, wurde nur eine in Kolumbien gefunden, dazu aber noch fünf neue, die sich den früher

beschriebenen Arten in der abweichenden Aecidienbildung und anderen Merkmalen eng anschließen. Als besonders charakteristische Formen, die auf das erwähnte oder ein noch engeres Verbreitungsgebiet beschränkt sind, sind ferner die Gattungen *Alveolaria* und *Pucciniostra* zu nennen, als deren Vertreter in Kolumbien *Alveolaria Cordiae* Lagerh. und *Pucciniostra gallaeformis* (Speg.) P. Henn. gefunden wurden. Als Repräsentant der Gattung *Ravenelia* wurde nur *R. Mimosae-sensitivae* P. Henn. gesammelt; es ist aber anzunehmen, daß von dieser besonders aus Mexiko und Brasilien in so zahlreichen Arten bekannt gewordenen Gattung auch in Kolumbien sich bei weiterer Durchforschung des Landes eine größere Anzahl Spezies wird nachweisen lassen.

Als neu wird die Gattung *Chrysocelis* Lagerh. et Diet. beschrieben, die bereits vor längerer Zeit von Lagerheim in Ekuador entdeckt, bisher aber noch nicht veröffentlicht worden ist. Von dem auf *Lupinus* lebenden Pilze *Chrysocelis Lupini* Lagerh. et Diet. werden Aecidien und Teleutosporen geschildert. Letztere erinnern an die Teleutosporen von *Coleosporium*, keimen aber durch ein typisches Promycel: die Aecidien haben keine Peridie. — Die Gattung *Coleosporium* ist durch vier Arten vertreten; nur bei einer derselben, nämlich *C. Fischeri* Mayor n. sp. auf *Quamoclit* und *Ipomoea* wurden Teleutosporen beobachtet. Es wäre von Interesse festzustellen, wie in den Ländern, denen die Koniferen fehlen, die Entwicklung dieser Pilze verläuft, da von allen bisher vollständig bekannten Arten die Aecidien auf *Pinus* leben.

Verhältnismäßig zahlreich sind die Arten, die auf Farnen gefunden wurden, nämlich 2 Spezies von *Uredinopsis*, 3 von *Milesina* und 1 *Uredo*. Von bekannten Arten befinden sich darunter *Uredinopsis macrosperma* (Cke.) P. Magn. und *Milesina Blechni* Syd. Erstere ist bisher aus dem Kaplande, vom Kongo und Amur bekannt, letztere nur aus Deutschland. Referent, der die oben erwähnten Arten im Auftrag des Verf. bearbeitet hat, knüpft an diese Verbreitungsverhältnisse die Bemerkung, daß sich die ganze Entwicklung dieser Farnuredineen auf die Bildung von Uredo- und Teleutosporen beschränken dürfte. Dies ist nun inzwischen durch die Untersuchungen von Fraser widerlegt worden, der für die Mehrzahl der nordamerikanischen Arten von *Uredinopsis* ein Aecidium auf *Abies balsamea* nachwies. Immerhin müssen die in Kolumbien beobachteten und ebenso andere in Ländern ohne Koniferen vorkommende Arten imstande sein, sich regelmäßig auch ohne Aecidien zu entwickeln. Bemerkenswert ist auch, daß *Uredinopsis macrosperma* nur einerlei Uredosporen, nämlich dünnwandige besitzt.

Die Gattung *Cronartium* ist vertreten durch *C. praelongum* Wint. auf *Eupatorium*. Der Verf. fand, daß die Teleutosporen dieses Pilzes in Begleitung von Pykniden auftreten und daß sich somit die Entwickelung desselben auf die Erzeugung von Teleutosporen und Pyknidien zu beschränken scheint. Von *Phragmidium* fehlen wie in ganz Südamerika

einheimische Arten gänzlich, nur *Phr. disciflorum* ist mit Rosen eingeschleppt worden.

Bei sämtlichen Arten, die in dem prächtigen Werke neu beschrieben werden, sind Abbildungen beigegeben. Dietel (Zwickau).

Patouillard, N. Sur un Septobasidium conidifère (Compt. Rend. Hebd. Acad. Sciences. Paris 156, 1913, p. 1699—1701, fig. 1—2).

Septobasidium albidum Pat. ist auf *Prunus salicifolia*, *Piper Kunthii*, *Salvia tortuosa* und anderen tropischen Sträuchern und Bäumen außer in Ekuador auch in Brasilien, Tonkin und Hanoi gefunden worden, an letzterem Orte auf kultiviertem Citrus.

Überall lebt es symbiotisch mit Cocciden. Verf. gibt gute Abbildungen des Pilzes. Bisher ist nur die Konidienform aufzufinden gewesen; die Konidien messen 4—5 ⩽ 3 μ.

Bornetina Corium Mangin et Viala scheint ein dem *Septobasidium* nahe verwandter Pilz zu sein. W. Herter (Berlin-Steglitz).

Peck, Charles H. Report of the State Botanist 1912. (New York State Mus. Bull. no. 167, Albany 1913, 137 pp., tab. 131—132, IX—X).

Der Bericht enthält zunächst unter der Aufzählung der neuen dem Museum überwiesenen Pflanzen die Diagnosen folgender neuer Arten: *Helicopsis punctata*, *Heliomyces pruinosipes*, *Hydnum subcrinale*, *Macrophoma juniperina*, auf *Juniperus virginiana*, *Mycena flavifolia*, *M. splendidipes*, *Phialea anomala* auf Kräuterstengeln, *Russula Ballouii*, *Septoria margaritaceae* auf *Anaphalis margaritacea*, *Tricholoma latum*, *Vermicularia hysteriiformis* auf *Caulophyllum thalictroides*.

In dem folgenden Abschnitt werden kritische Bemerkungen zu verschiedenen Pilzen usw. gegeben. Neu sind: *Boletus obtusissima* n. var. *minor*, *Flammula spumosa* n. var. *unicolor*, *Pleurotus ostreatus* n. var. *magnificus*.

Dann folgen die Diagnosen folgender neuer Pilze aus verschiedenen Staaten Nordamerikas: *Asteromella Asteris* auf *Aster paniculatus*, *Boletinus solidipes*, *Clavaria obtusissima*, *Cl. subcaespitosa*, *Clitopilus leptonia*, *Coryneum effusum* auf *Populus occidentalis*, *Diatrype tumidella* auf *Prunus pennsylvanica*, *Eccilia regularis*, *Entoloma fumosonigrum*, *Flammula brunneodisca*, *F. sphagnicola*, *Hysterographium acerinum* auf *Acer glabrum*, *Inocybe castaneoides*, *Lophiostoma Sieversiae* auf *Sieversia turbinata*, *Marasmius trullisatipes*, *Monilia Sidalceae* auf *Sidalcea nervata*, *Nolanea multiformis*, *Polycephalum subaurantiacum* auf *Persea gratissima*, *Psilocybe cystidiosa*, *Ps. graveolens*, *Ramularia anomala* auf *Polygonum scandens*, *Septoria polemonioides* auf *Polemonium*-Arten, *Sphaerella saccharoides* auf *Saccharum officinarum*, *Sporotrichum atropurpureum* auf *Zea Mays*, *Stropharia umbilicata*, *Volvaria perplexa*.

Als eßbare Pilze werden beschrieben *Amanita ovoidea* Bull. und *Tricholoma chrysenteroides* Peck, als giftig *Mycena splendidipes* Peck.

Auf den kolorierten Tafeln werden gut abgebildet: *Amanita ovoidea*, *Tricholoma chrysenteroides*, *Russula Ballouii*, *Tricholoma latum* und *Mycena splendidipes*.

Theißen, F. Über Membranstrukturen bei den Microthyriaceen als Grundlage für den Ausbau der Hemisphaeriales (Mycolog. Centralblatt III, 1913, p. 273—286, 1 tab., 4 fig.).

Durch die Arbeiten Höhnel's und Theißen's hat die Familie der Microthyriaceen bekanntlich in den letzten Jahren eine vollständige Umwälzung erfahren. Die einzelnen Gattungen wurden neu definiert, viele Arten nachgeprüft und neu beschrieben und vieles nicht hierhergehörige ausgeschieden. Um eine Übersicht über die bisher gewonnenen teilweise noch zerstreuten Resultate zu geben, veröffentlicht Verf. zunächst ein alphabetisches Verzeichnis sämtlicher bisher zu den Microthyriaceen gestellten Gattungen mit Angabe der neueren Beurteilung und schließt hieran ein den jetzigen Kenntnissen entsprechendes Schema der Familie. Als maßgebend für die Zugehörigkeit zur Familie ist der invers-radiäre Bau der Fruchtkörper zu betrachten. Diejenigen halbiert-schildförmigen oberflächlich wachsenden Arten mit frei stehenden Gehäusen, die nicht inversradiär gebaut und von v. Höhnel als schildförmige Sphaeriaceen bzw. Hypocreaceen angesprochen worden sind, vereinigt Verf. zu der neuen Familie der Hemisphaeriaceen, über welche Theißen bereits im vorigen Bande dieser Zeitschrift (p. 468) eine Übersicht gegeben hat.

Theissen, F. Die Gattung Asterina in systematischer Darstellung (Abhandl. zool.-bot Ges. Wien vol. VII, Heft 3, 1913, 130 pp., 8 tab.).

Über einen großen Teil der in dieser rein systematischen Arbeit niedergelegten Resultate sind die Leser dieser Zeitschrift durch die auf p. 1 und p. 159 des Jahrgangs 1912 (Band X) erschienenen Mitteilungen des Verf. bereits unterrichtet. In der vorliegenden Arbeit werden nun sowohl die früher gewonnenen wie auch andere bisher noch nicht veröffentlichte Resultate zu einem Ganzen zusammengefaßt mit dem Ergebnis, daß wir in der Arbeit eine schon lange gewünschte monographische Darstellung der Gattung *Asterina* erblicken können.

Auf. p. 3—18 der Arbeit behandelt Verf. in kurzen Kapiteln Definition und Abgrenzung der Gattung; die morphologischen Bauelemente (Myzel, Gehäuse, Fruchtschicht), Amplitude und Affinität sowie geographische Verbreitung der Arten. In welchem Maße eine derartige systematische Arbeit erwünscht war, geht allein aus der Tatsache zur Genüge hervor, daß von 343 *Asterina-* (resp. *Asterella-*) Arten (inkl. Varietäten) 261 auszuscheiden waren, sei es, daß es sich hier um Synonyme, oder um Vertreter anderer Gattungen oder unentwickelte und zu streichende Arten handelte.

Zu dem Rest von 82 Spezies kommen aber, abgesehen von einigen neuen Arten, wieder solche hinzu, die unter anderen Gattungsnamen beschrieben worden waren, so daß sich bei Abschluß der Theißen'schen Arbeit die Gesamtzahl der Spezies inkl. Varietäten auf 108 stellt.

Verf. gibt zunächst eine alphabetische Liste der auszuscheidenden Arten und bemerkt bei jeder dieser Spezies, wohin dieselbe gehört. Zwei

derselben, *A. Gaultheriae* und *A. magnifica*, stellen neue Gattungen *(Epipeltis, Pycnocarpon)* dar. Die gültigen Arten werden auf 3 folgendermaßen charakterisierte Untergattungen verteilt:

1. *Euasterina* Th. Gehäuse ohne Basalmembran; Asken mit echten Paraphysen.

2. *Dimerosporium* Fuck. (= *Myxasterina* v. H.). Gehäuse ohne Basalmembran; Asken ohne Paraphysen.

3. *Clypeolaster* Th. Gehäuse mit Basalmembran; Asken ohne Paraphysen.

Der größte Teil der gültigen Arten entfällt auf die Untergattung *Dimerosporium*. Der spezielle Teil der Arbeit umfaßt die Beschreibungen, die sich mit wenigen Ausnahmen auf die Originalexemplare stützen. Als eins der wichtigsten Merkmale zur Unterscheidung der Arten müssen Form, Anordnung und Größenverhältnisse der Hyphopodien gelten. Die Beschreibungen werden durch eine größere Anzahl Figuren, die namentlich Habitus- sowie Myzel- und Hyphopodienbilder darstellen, erläutert.

Die Arbeit ist so reich an Einzelheiten, daß wir es uns versagen müssen, ausführlicher auf dieselbe einzugehen. Jeder, der *Asterina*-Arten untersuchen und bestimmen will, muß auf die Arbeit selbst zurückgreifen, wenn anders er nicht Gefahr laufen will, daß man seinen Bestimmungen bei dem Chaos, das gerade in dieser Gattung herrschte, mit berechtigten Zweifeln an Richtigkeit gegenübersteht.

Wolf, Frederick A. Internal Aecia (Mycologia, V, 1913, p. 303—304, 1 tab.).

In dieser Notiz wird darauf hingewiesen, daß die Aecidien der heterözischen *Puccinia angustata* Peck auf *Lycopus virginicus* nicht nur oberflächlich auftreten, sondern auch zahlreich im Innern des hypertrophierten Stengelgewebes auftreten. Sie öffnen sich nach dem Hohlraum, der durch Zerreißen der Markzellen im Stengel entsteht. Dietel (Zwickau).

Wollenweber, H. W. Ramularia, Mycosphaerella, Nectria, Calonectria. Eine morphologisch pathologische Studie zur Abgrenzung von Pilzgruppen mit zylindrischen und sichelförmigen Konidienformen (Phytopathology, 3, 1913, p. 197—242, tab. XX—XXII).

Die „Hauptaufgabe" der vorliegenden Arbeit soll sein: „nachzuweisen, daß die Abgrenzung von Ramularien, Mycosphaerellen und Nectrien unabhängig von Herkunft und Pathologie der Pilze rein morphologisch möglich ist, selbst wenn man allein auf Merkmale der Konidiengeneration angewiesen ist". Wenn man dies liest, wird man sich bestimmt fragen, ob man z. B. die Konidien von *Mycosphaerella* und *Nectria* bisher nicht morphologisch unterscheiden konnte. Daß zu *Mycosphaerella Ramularia*-ähnliche Konidien gehören, hat Brefeld gezeigt, ebenso ist bekannt, daß zu *Nectria* als Konidienform *Tubercularia* gehört; der Nachweis morphologischer Unterschiede zwischen *Ramularia* und *Tubercularia* ist aber überflüssig. — Wenn sich aber Verf. auch die Hauptaufgabe für seine Arbeit

recht unglücklich gewählt hat, wenn auch die Fragestellung verfehlt ist, so finden sich doch eine Reihe interessanter Mitteilungen in der Arbeit, so z. B. daß *Nectria graminicola* Berk. et Br. auch in Amerika als Schneeschimmel auftritt und daß auch *Nectria galligena* Bres. in den Vereinigten Staaten vorkommt. Ferner ist interessant, daß die Dicke des Gehäuses von *Mycosphaerella* und *Nectria graminicola* mit dem Wassergehalt des Substrats variiert. Auch sonst findet man wohl noch manche interessante Einzelheit, wenn es einem gelingt, sich durch die Arbeit hindurchzulesen, bei deren Lektüre man recht oft auf verworrene Ideen und auf absonderliche Ausdrücke stößt. Riehm (Berlin-Dahlem).

Zimmermann, Hugo. Verzeichnis der Pilze aus der Umgebung von Eisgrub (Verhandl. Naturf. Ver. Brünn LII, 1913, 63 pp., 1 tab.).

Die Arbeit enthält meist Basidiomyceten und Hyphomyceten, welche Pilzgruppen in einem früheren Verzeichnis nicht mit aufgenommen waren, sowie Nachträge aus den anderen Pilzfamilien. Es werden wieder eine stattliche Anzahl Arten genannt, von denen einige, wie *Peronospora Lini*, *Entomophthora lauxaniae*, *Helvella Klotzschiana*, *Torrubiella rubra*, *Nectria granatum*, *Mycosphaerella occulta*, *Physalospora Pandani*, *Cronartium gentianeum*, *Cromyces fulgens*, *Cyphella Urbani*, *Trametes subrimosa* etc. als besondere Seltenheiten genannt sein mögen. Unter den Imperfekten werden folgende neue Arten beschrieben: *Diplodina Lolii*, *Diplodia Loranthi*, *Melanconium gelatosporum*.

Cruchet, P. Contribution à l'étude des Urédinées (Mycol. Centralbl. III, 1913, p. 209—214, 2 fig.).

Der Verfasser hat vor einiger Zeit ein *Aecidium Imperatoriae* beschrieben, das auf *Peucedanum Ostruthium* in den Walliser Alpen gefunden worden ist. Es gelang ihm nun, durch Kulturversuche festzustellen, daß dasselbe zu einer *Puccinia* vom Typus der *Pucc. mamillata* gehört. Diese *Puccinia Imperatoriae-mamillata* n. sp. unterscheidet sich von *Pucc. Mei-mamillata* Semadeni nur durch geringfügige Merkmale und gleicht andererseits auch der *Pucc. Imperatoriae* Jacky, einer Mikropuccinia, die auf *Peucedanum Ostruthium* lebt. Dietel (Zwickau).

Fischer, Ed. Beiträge zur Biologie der Uredinen (Mycol. Centralbl. III, 1913, p. 214—220).

F. Bubák hat bei *Puccinia Pulsatillae* Kalchbr. (= *Pucc. de Baryana* Thüm.), gestützt auf die Art des Auftretens mehrere Formen unterschieden. Nachdem bereits früher vom Verf. festgestellt worden ist, daß die auf *Anemone alpina* lebende Form nicht auf *Atragene alpina* überzugehen vermag und der auf letzterer Nährpflanze lebende Pilz durch Sydow als eigene Art abgetrennt worden ist, wird es sich weiter darum handeln, das biologische Verhalten der anderen Formen näher zu prüfen. Dies ist für die auf *Anemone montana* lebende Form in zwei Versuchsreihen geschehen, bei denen sich diese Pilzform nur auf *Anemone montana*, *A. vernalis* und *A. pratensis* (unsicher

auch *A. Pulsatilla)* übertragen ließ, aber nicht auf Arten, die einer anderen Untergattung oder Section von *Anemone* angehören. Es geht also hier die Spezialisation parallel mit der systematischen Stellung der Wirte im Gegensatz zu einem anderen Falle von Spezialisation, welcher auf Angewöhnung an bzw. Abgewöhnung von gewissen Wirten beruht (so bei *Uromyces caryophyllinus* und *Puccinia Smilacearum-Digraphidis).*

Dietel (Zwickau).

Guinier, Ph. Un cas de spécialisation parasitaire chez une urédinée (Parasitisme de Gymnosporangium tremelloides R. Hart. sur l'hybride Sorbus confusa Gremli). (Compt. Rend. Hebd. Soc. de Biologie. Paris, LXXIV, 1913, p. 648—649.)

Gymnosporangium tremelloides R. Hart. parasitiert gewöhnlich nur auf *Juniperus communis* und *Sorbus aria.* In Savoyen fand Verf. *Sorbus aria* in Gemeinschaft mit *S. torminalis* und zwischen beiden den Hybriden *S. confusa.* Während von den beiden Eltern nur *S. Aria* mit Rostpusteln bedeckt war, zeigte der Hybrid zahlreiche Infektionsspuren, der Pilz war jedoch wenig entwickelt. W. Herter (Berlin-Steglitz).

Ravaz, L., et Verge, G. La germination des spores d'hiver de Plasmopara viticola. (Compt. Rend. Hebd. Acad. Sciences. Paris, 156, 1913, p. 800—802.)

Aus dem Ei der *Plasmopara* geht ein 2—3 μ dicker Keimschlauch hervor, der die 5fache Länge des Eies erreicht, am Ende anschwillt, um eine „Konidie" von 23 ⩽ 33 μ Größe abzuschnüren. Diese „Konidie" trennt sich von dem Myzel durch eine Querwand ab, ihr Inhalt segmentiert sich, am Gipfel bildet sich eine Öffnung, aus der in 1 oder 2 Stößen die zahlreichen Zoosporen entleert werden. Die Zoosporen sind begeißelt und messen 5 μ. Auf der Unterseite lebender Blätter von *Vitis vinifera* gingen im Februar und März die typischen Meltaukonidiophoren hervor.

W. Herter (Berlin-Steglitz).

Mengel, O. Evolution du mildew suivant les conditions de milieu. (Compt. Rend. Hebd. Acad. Sciences. Paris, 157, 1913, p. 292—294.)

Verf. geht auf die Faktoren ein, welche die Ausbreitung des Rebenmeltaus begünstigen. Er unterscheidet: 1. allgemeine, d. h. klimatische Faktoren, 2. sekundäre, d. h. in der Rebe, ihrer Widerstandsfähigkeit, dem Anpassungsgrad des Pilzes, dem Boden und der Exposition begründete, 3. gelegentliche, wie z. B. Düngen, Hacken, Überschwemmung.

W. Herter (Berlin-Steglitz).

Shear, C. L. and **Wood, Anna K.** Studies of fungous parasites belonging to the genus Glomerella (U. S. Dept. of Agric. Bur. of Plant Ind. Bull. No. 252, 1913).

Von 36 verschiedenen Wirtspflanzen isolierten die Verff. Gloeosporien (bzw. Glomerellen). Die meisten der isolierten Pilze zeigten untereinander weder morphologische noch physiologische Verschiedenheiten; außer *Glomerella Gossypii* und *G. Lindemuthianum,* die je auf einer Wirtspflanze

vorkamen, wurde *G. angulatum* auf 34 Wirtspflanzen gefunden. *Glomerella cingulata* ist äußerst variabel: einzelne Stämme sind sehr virulent, andere weniger. Die Neigung zur Perithezienbildung ist eine erbliche, einzelnen Stämmen eigentümliche Eigenschaft.

Spezialisierte Formen von *Glomerella cingulata* scheint es nicht zu geben, wenigstens gelang es den Verff. bei zahlreichen Versuchen, den Pilz von einer Wirtspflanze auf die andere zu übertragen.

Riehm (Berlin-Dahlem).

Taubenhaus, J. J. The black rots of the sweet potato (Phytopathology 3, 1913, p. 159—166, tab. XIV—XVI).

Bekanntlich kann *Sphaeronema fimbriatum* eine Schwarzfäule der Bataten hervorrufen; die Pathogenität des Pilzes läßt sich leicht nachweisen, indem man Sporenaufschwemmungen auf Bataten bringt. Zusammen mit dem genannten Pilz wurden von Halstedt Sklerotien gefunden, über deren Zugehörigkeit man noch nichts Sicheres wußte, von denen man aber nach den Angaben des Verff. allgemein annahm, daß sie zu *Sphaeronema* gehörten. Verf. hat durch Infektionsversuche mit Reinkulturen des *Sphaeronema* einerseits und des Sklerotienpilzes anderseits nachgewiesen, daß beide Pilze nicht miteinander identisch sind. Er nennt den neuen Pilz *Sclerotium bataticola* und gibt eine kurze Diagnose in englischer Sprache.

Lasiodiplodia tubericola, die ebenfalls in schwarzfaulen Bataten gefunden worden ist, wurde vom Verf. zum ersten Mal auf ihre Pathogenität geprüft. Die infizierten Bataten erkrankten in 4—8 Wochen.

Riehm (Berlin-Dahlem).

Voges, E. Über Monilia-Sklerotien (Zeitschrift für Pflanzenkrankh. XXIII, 1913, p. 137—140).

Verf. hatte Sklerotien, die er in mumifizierten Birnen gefunden und begreiflicherweise für *Monilia*-Sklerotien gehalten hatte, auf hin und wieder angefeuchteter Erde im Zimmer überwintert. Im folgenden April zeigten sich Fruchtstiel-ähnliche Gebilde, die etwa eine Länge von 2—15 mm erreichten, ohne Apothezien zu bilden. Stücke dieser Gebilde, die auf einen Nährboden gebracht wurden, entwickelten ein Myzel, das Verf. nicht für *Monilia*-Myzel halten konnte; er glaubt daher, daß die vermeintlichen *Monilia*-Sklerotien sterile Fruchtkörper eines anderen Pilzes gewesen sind. — Verf. macht zum Schluß noch einige Mitteilungen über Infektionsversuche mit *Monilia*-Konidien, die an Blättern von Apfel- und Birnbaum keinen Erfolg hatten, an Blättern von Schattenmorellen aber glückten.

Riehm (Berlin-Dahlem).

Wilcox, E. M., Link, G. K. K. and Pool, V. W. A dry rot of the Irish potato tuber. (Bull. of the Agric. Exp. Stat. of Nebraska. Res. Bull. No. 1, 1913, p. 5—88, 28 tab., 15 Fig.).

Aus faulen Kartoffeln wurde von den Verff. ein *Fusarium* isoliert, dessen Morphologie auf den verschiedensten Nährböden studiert wurde.

Der Pilz wird als *Fusarium tuberivorum* n. sp. Wilcox and Link beschrieben. — Infektionsversuche zeigten, daß das neue *Fusarium* die Kartoffeln nicht an den Augen oder an den Lentizellen, sondern nur an Wunden infizieren kann. Die Knollen werden in 4 bis 6 Wochen bis zu $^3/_4$ zerstört; die Schale zeigt Schrumpfungen und färbt sich etwas bläulich. Die infizierten Knollen zeigen die typische Erscheinung einer Trockenfäule, nur wenn außer *Fusarium tuberivorum* noch andere Organismen, besonders Bakterien eindringen, wird das Innere der Knolle naßfaul. — In den Mieten breitet sich die Fusariumfäule im Winter aus; um dies zu verhindern, empfiehlt es sich nach dem von den Verff. gewonnenen Ergebnissen, die Knollen mit Formalindämpfen oder Formalinlösungen zu behandeln.

Riehm (Berlin-Dahlem).

Van Bambeke, C. A propos du polymorphisme de Ganoderma lucidum (Leys.) (Bull. Soc. roy. Bot. de Belgique vol. LII, 1913, p. 127—133, tab. III).

In der Nähe von Gent sammelte Verf. auf und um Buchenstümpfen eine größere Anzahl Exemplare von *Ganoderma lucidum*, die sich durch ihre Vielgestaltigkeit auszeichneten. Manche Exemplare waren völlig sitzend, andere gestielt, dazwischen alle möglichen Übergänge und auch monströs ausgebildete Individuen. Verf. führt diesen Polymorphismus auf die verschiedenartige Konnexion der einzelnen Fruchtkörper mit dem Substrat zurück. Die Sporen sämtlicher Exemplare waren von der gleichen Beschaffenheit.

Guilliermond, A. Sur les mitochondries des champignons (Compt. Rend. Hebd. Soc. de Biologie. Paris, LXXIV, 1913, p. 618—621, 10 fig.).

Nachdem Verf. früher das Vorhandensein von Mitochondrien oder Chondriomen in den jungen Asken der *Pustularia vesiculosa* festgestellt hatte, gelang es ihm, dieselben nunmehr auch in den Apothezien von *Aleuria cerea* und *Peziza catinus* aufzufinden. Verf. glaubt, daß die Mitochondrien im Leben der Askomyzeten eine bedeutende Rolle spielen.

Mitochondrien in der Paraphyse, in Pseudoparenchymzellen, in askogenen Hyphen, in Asken und in der Askospore von *Pustularia vesiculosa* sind abgebildet.

W. Herter (Berlin-Steglitz.)

Remlinger, P. Contribution à l'étude de Discomyces madurae Vincent (Compt. Rend. Hebd. Soc. de Biologie. Paris, LXXIV, 1913, p. 516—518).

Verf. kultivierte *Discomyces madurae* aus marokkanischem Madurafuß auf den verschiedensten Substraten, unter anderm auch auf *Chamaerops humilis*, einem ausgezeichneten Nährboden. Auch auf Holz von *Ficus carica* wuchs der *Discomyces*. Verf. schließt daraus, daß in dem feuchten, heißen Klima Marokkos der *Discomyces* auf den verschiedensten Pflanzen zu leben und sich zu vermehren vermag. Durch eine Verletzung des Fußes mit Stacheln von *Mimosa*, *Cactus*, *Chamaerops* etc. dringt der *Discomyces* in den Organismus ein. Tiere sind gegen ihn immun, nur im Menschen vermag er sich zu entwickeln.

W. Herter (Berlin-Steglitz).

Sartory, A. Note sur un nouveau champignon pathogène du genre Oospora W. (Compt. Rend. Hebd. Soc. de Biologie. Paris, LXXIV, 1913, p. 166—168).

Im Auswurf eines seit vier Jahren hustenden Mannes fand Verf. keine säureresistenten Bakterien, sondern nur Myzelfäden einer *Oospora*, die sich auf verschiedenen Nährböden gut entwickelten

Die Breite der Fäden war 0,4—0,5 μ, die Länge 2 mm, sie waren vielfach verästelt. Am 40. Tage erschienen am Ende der Fäden Konidienketten. Die Konidien waren bis 0,8 μ groß.

Der Pilz erwies sich als höchst pathogen für Meerschweinchen.

Von der *Oospora pulmonalis* unterscheidet sich der neue Pilz — eine Name wird nicht gegeben — durch die Bildung eines roten Farbstoffs.

W. Herter (Berlin-Steglitz).

Pinoy, E. Sur la nécessité d'une association bactérienne pour le développement d'une Myxobactérie, Chondromyces crocatus (Compt. Rend. Hebd. Acad. Sciences. Paris, 157, 1913, p. 77—78).

Verf. studierte *Chondromyces crocatus* allein und in Association mit einem *Micrococcus*. Er neigt der Auffassung zu, daß die Myxobakterien nichts mit den Myxomyceten zu tun haben, sondern echte Bakterien sind, und daher besser Synbakterien heißen sollten.

Die Leguminosenknöllchenbakterien stellt Verf. ebenfalls zu dieser Gruppe. W. Herter (Berlin-Steglitz).

Sartory, A. et **Orticoni, A.** Étude d'un Sporotrichum provenant d'une sporotrichose d'un métacarpien (Compt. Rend. Hebd. Soc. de Biologie. Paris, LXXIV, 1913, p. 1133—1134).

Aus einem schmerzhaften Tumor auf der rechten Hand eines Soldaten isolierten Verff. weiße Kolonien, die sich später im Zentrum braun färbten. Im hängenden Maltosebouillontropfen erhielten Verff. typische *Sporotrichum*-Fruktifikationen. Das Myzel war 2 μ breit, septiert, farblos, stark verzweigt. Die Sporenmassen von 9—11 μ Größe bestanden aus Sterigmen von 1—2 μ Länge und 0,4—0,5 μ Breite, sowie aus den ovalen und braunen, 3—5 ⩽ 2—4 μ großen Sporen. Das *Sporotrichum* wurde als *Sp. Beurmanni* Matruchot bestimmt. W. Herter (Berlin-Steglitz).

Guéguen, Fernand. Méconnaissance fréquente de l'Oidium lactis Fresenius, saprophyte facilement identifiable de l'homme et des animaux (Compt. Rend. Hebd. Soc. de Biologie. Paris LXXIV, 1913, p. 943—945).

Oidium lactis findet sich dauernd im Darme des Menschen und der Tiere (Kaninchen, Meerschweinchen). Seine Pathogenität ist noch nie einwandsfrei nachgewiesen worden. Viele neuerlich beschriebenen Saprophyten des Menschen und der Tiere scheinen nichts anderes als *Oidium lactis* zu sein, so die „Erreger von Darmmykodermosen", *Oidium pulmoneum* Saccardo, *Mycoderma Bogolepoffi* usw. W. Herter (Berlin-Steglitz).

Bierry, H. et **Mlle F. Coupin.** Sterigmatocystis nigra et lactose (Compt. Rend. Hebd. Acad. Sciences Paris, 157, 1913, p. 246—247).

Wurde *Aspergillus niger* auf Raulinscher Flüssigkeit ausgesät, in welcher Milchzucker durch Rohrzucker ersetzt worden war, so entwickelte sich der Pilz schlecht, wurde er aber zuerst auf normalem Raulin gezüchtet und dann auf die obige Flüssigkeit gebracht, so konsumierte er die Laktose und nahm an Gewicht zu. W. Herter (Berlin-Steglitz).

Javillier, M. Essais de substitution du glucinium au magnésium et au zinc pour la culture du Sterigmatocystis nigra V. Tiegh. (Aspergillus niger). (Compt. Rend. Hebd. Acad. Sciences Paris, 156, 1913, p. 406—409.)

Verf. hat in seinen Experimenten keine merkliche Beeinflussung des *Aspergillus niger* durch das Glucinium feststellen können. Nach Ansicht des Verf., die der Lepierres gegenübersteht, vermag das Glucinium weder das Magnesium noch das Zink in Raulin'scher Flüssigkeit zu ersetzen.

W. Herter (Berlin-Steglitz).

Lepierre, Charles. Sur la non-spécificité du zinc comme catalyseur biologique pour la culture de l'Aspergillus niger. Son remplacement par d'autres éléments (Compt. Rend. Hebd. Acad. Sciences Paris, 156, 1913, p. 258—261).

Das Cadmium vermag, wie Verf. nachweist, in Raulin'scher Lösung das Zink vollständig zu ersetzen. *Aspergillus niger* reagiert auf das Cadmium sogar stärker als auf das Zink. Beide Elemente bewirken in gleicher Weise eine Beschleunigung des Wachstums des *Aspergillus*.

W. Herter (Berlin-Steglitz).

Lepierre, Charles. Remplacement du zinc par le glucinium dans la culture de l'aspergillus niger. (Compt. Rend. Hebd. Acad. Sciences Paris, 156, 1913, 409—411).

In derselben Weise wie das Zink und das Cadmium vermag nach den Experimenten des Verf. auch das Glucinium das Wachstum des *Aspergillus niger* günstig zu beeinflussen. Vermutlich sind noch andere Elemente imstande, das Zink in Raulin'scher Nährlösung zu ersetzen.

W. Herter (Berlin-Steglitz).

Lepierre, Charles. Remplacement du zinc par l'uranium dans la culture de l'Aspergillus niger. (Compt. Rend. Hebd. Acad. Sciences Paris, 156, 1913, p. 1179—1181).

Die Experimente des Verf. ergeben das Resultat, das in gleicher Weise wie das Cadmium und das Glucinium auch das Uranium imstande ist, das Zink in Raulin'scher Nährflüssigkeit zu vertreten.

W. Herter (Berlin-Steglitz).

Lepierrre, Charles. Remplacement du zinc par le cuivre dans la culture de l'Aspergillus niger. (Compt. Rend. Hebd. Acad. Sciences Paris, 156, 1913, p. 1489—1491).

Ähnlich wie die Elemente Cadmium, Glucinium, Uranium soll auch das Kupfer imstande sein, das Zink in Raulin'scher Nährlösung zu ersetzen;

die Kulturen von *Aspergillus niger* mit Kupfer ergeben dieselben Gewichtszahlen, wie die Kulturen mit Zink. W. Herter (Berlin-Steglitz).

Sauton, B. Sur la sporulation de l'Aspergillus fumigatus. (Compt. Rend. Hebd. Soc. de Biologie Paris LXXIV, 1913, p. 38—39).

Verf. hatte früher angegeben, daß *Aspergillus niger* auf Raulin'scher Flüssigkeit ohne Eisensulfat nicht zu sporulieren vermag. Später fand er, daß bei Abwesenheit von Eisen und Zink Sporenbildung stattfindet. Andererseits fand wieder in Gegenwart von Eisenammoniumzitrat keine Sporenbildung statt. Nach Bertrand sind zur Sporenbildung Spuren von Magnesium notwendig, welche stets als Verunreinigung dem Eisensulfat, dagegen nicht dem Zitrat anhaften. Demgemäß kann bei Abwesenheit Eisen und Magnesium Sporenbildung nur dann stattfinden, wenn gleichzeitig auch kein Zink vorhanden ist.

Verf. glaubt nun, daß man mit demselben Recht, mit welchem Bertrand von Magnesiumspuren spricht, auch Eisenspuren in Erwägung ziehen kann, welche stets vorhanden und welche zur Sporenbildung unumgänglich notwendig seien.

Neue Untersuchungen mit *Aspergillus fumigatus* ergaben nun folgendes: Schwefel, Eisen, Magnesium, Kalium sind zur Sporenbildung des *A. fumigatus* ebenso notwendig wie Sauerstoff. Demzufolge wäre es falsch, die Sporenbildung als Ausfluß eines Leidenszustandes des Pilzes anzusehen. Der Pilz sporuliert um so reicher, je kräftiger er ist.

W. Herter (Berlin-Steglitz).

Durandard, Maurice. L'amylase du Rhizopus nigricans. (Compt. Rend. Hebd. Acad. Sciences Paris 157, 1913, p. 471—474).

Verf. stellt bei *Rhizopus nigricans* das Ferment Amylase fest. Dasselbe ist bereits bei 10° wirksam; bei 45° (Optimaltemperatur) ist seine Wirksamkeit viermal so groß als bei 30°. Bei 55° nimmt die Wirksamkeit ab, wird sehr schwach bei 60° und hört bei 70° gänzlich auf.

W. Herter (Berlin-Steglitz).

Kossowicz, Alexander. Das Vorkommen von Hefen und hefeähnlichen Pilzen im Vogelei. (Livre Jubilaire Van Laer 1913, p. 22—26).

Nachdem Verf. kurz auf die vorliegende, den Gegenstand berührende Literatur eingeht, berichtet er dann über seine eigenen angestellte Versuche. Wurden die Eier auf gut entwickelte Würzegelatinekulturen von *Saccharomyces ellipsoidens* I H., *S. cerevisiae* I H., Weinhefe Johannisberg II aufgelegt oder in gärende Würze gebracht und dort längere Zeit belassen, so drangen leicht Hefezellen in das beschädigte Ei ein; letzteres geschah aber nicht, wenn nur einzelne Hefezellen nach und nach auf die Eischale herabfielen. Wohl aber gelang letzteres mit *Monilia candida* und *Oidium lactis*.

Weitere Versuche wurden mit *Saccharomyces Pastorianus* III *(S. validus)*, *Pichia membranaefaciens*, einer *Mycoderma vini* und einer Rosahefe *(Torula)* angestellt. Aus den 6 Versuchen ergab sich, daß das Eindringen von Sproßpilzen in das Innere des Eies wohl nur ganz ausnahmsweise erfolgen

dürfte und abgesehen von Sprungeiern, bei hefenhaltigen Eiern meist auf eine Infektion bei der Eibildung zurückzuführen sein dürfte. Eine Lockerung der Eihüllen durch im Eiinnern vorgehende mykologische Prozesse (Fäulnis oder auch Verpilzung) wird auch das Eindringen von Hefezellen begünstigen.

Lindner. Die vermeintliche neue Hefe Medusomyces Gisevii (Ber. Deutsch. Bot. Ges. XXXI, 1913, p. 364—367, 1 tab.).

Es wird ausgeführt, daß es sich hier nicht um einen einzigen Organismus, sondern um eine Mischung von *Bacterium xylinum*, einer *Torula*, *Saccharomyces exiguus* und *Saccharomycodes Ludwigii* handelt.

Neger (Tharandt).

Inhalt.

Seite

Jaap, Otto. Pilze bei Bad Nauheim in Oberhessen 1
Dale, Elizabeth. On the Fungi of the Soil 33
Theißen, F. Über Polystomella, Microcyclus u. a. 63
Butler, E. J. Notes on some Rusts in India 76
Dietel, P. Über einige neue und bemerkenswerte Uredineen 83
Neue Literatur 89
Referate und kritische Besprechungen 91

(Ausgegeben am 10. Februar 1914.)